

PRÁCTICAS DE ECOLOGÍA DE CAMPO

RODRIGO MACIP RÍOS
FERNANDO PINEDA GARCÍA
coordinadores



Prácticas de ecología de campo

**Rodrigo Macip Ríos
Fernando Pineda García
(coordinadores)**



**ESCUELA
NACIONAL
de ESTUDIOS
SUPERIORES**

UNIDAD MORELIA

Universidad Nacional Autónoma de México
Escuela Nacional de Estudios Superiores
Unidad Morelia

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	4
PRÓLOGO	5
PRIMERA PARTE: INTRODUCCIÓN AL TRABAJO DE CAMPO, RECOPIACIÓN DE DATOS AMBIENTALES Y LAS PRINCIPALES HABILIDADES NECESARIAS PARA EL ANÁLISIS Y REPORTE DE PRÁCTICAS DE CAMPO	
1 El registro y anotaciones de las observaciones de campo <i>Gustavo Casas Andreu</i>	8
2 Cómo se reporta una práctica de campo <i>Fernando Pineda García y Rodrigo Macip Ríos</i>	12
3 Herramientas estadísticas para la ecología de campo <i>Rodrigo Macip Ríos</i>	16
4 Presentación de los datos en gráficas y cuadros <i>Rodrigo Macip Ríos</i>	23
5 Calidad del suelo <i>Carlos Anaya</i>	27
6 Estructura y composición de comunidades vegetales en ecosistemas templados de México <i>Susana Maza-Villalobos, Fernando Pineda García y Rodrigo Macip Ríos</i>	37
SEGUNDA PARTE: ECOLOGÍA DE POBLACIONES	
7 Estimación de parámetros en poblaciones en organismos sésiles y móviles <i>Rodrigo Macip Ríos y Violeta Patiño Conde</i>	44
8 Radioteleetría como una herramienta para los estudios de campo con vida silvestre <i>Michael T. Jones</i>	50
9 Monitoreo poblacional en cocodrilos a partir de conteos nocturnos <i>Gabriel Barrios Quiroz y Mauricio González Jáuregui</i>	58
TERCERA PARTE: ECOLOGÍA DE COMUNIDADES	
10 Diversidad de lagartijas en ambientes con diferente estado sucesional <i>Rodrigo Macip Ríos</i>	70
11 Cuento de aves: técnica para conocer la riqueza y la abundancia <i>Carlos Alberto Chávez Zichinelli</i>	75
12 Diversidad trófica de peces en ambientes dulceacuícolas <i>María Pamela Bermúdez González y Juan Pablo Ramírez Herrejón</i>	81

13	Grupos funcionales de macromicetos en la producción primaria y secundaria de un ecosistema <i>Violeta Patiño Conde, Lilia Pérez Ramírez y José Luis Villarruel Ordaz</i>	88
----	---	----

CUARTA PARTE: INTERACCIONES BIÓTICAS, ECOLOGÍA DE LA CONDUCTA Y ECOLOGÍA FUNCIONAL

14	Herbivoría en plantas con diferentes estrategias de crecimiento <i>Ek del Val de Gortari</i>	95
15	La competencia por parejas en <i>H. Americana</i> favorece la evolución de la pigmentación de sus alas <i>Jorge Contreras Garduño y Jorge Canales Lazcano</i>	99
16	Caracterización del comportamiento termorregulador en lagartijas <i>Saúl López Alcaide</i>	103
17	Caracterización de atributos funcionales de las hojas <i>Fernando Pineda García, Rafael Aguilar Romero y Horacio Paz</i>	109
18	Factores que influyen en el establecimiento de la interacción <i>Tillandsia-Forofito</i> en bosques conservados <i>Roberto Carlos Sáyago Lorenzana</i>	113

APÉNDICE. REFERENCIAS Y RECURSOS ÚTILES PARA EL ESTUDIO DE LA ECOLOGÍA DE CAMPO	117
--	-----

Agradecimientos

La realización del presente manual no hubiera sido posible sin el financiamiento por parte de la Dirección General de Asuntos del Personal Académico por medio del Programa de Apoyo a Proyectos para la Innovación y Mejoramiento de la Enseñanza (PAPIME), con número de proyecto PE201217.

El Área Editorial de la ENES Morelia colaboró con la formación del libro, corrección de estilo y procesos relacionados con la impresión y encuadernación del mismo, así como con los trámites y gestiones ante el Instituto de Derechos de Autor. La Dra. Cecilia López Ridaura y Juan Benito Artigas Albarelli contribuyeron con su invaluable experiencia y ayuda como editores académicos de la ENES Morelia.

La operación administrativa y financiera de este proyecto estuvo a cargo de la Lic. Mariani Estrada, quien diligentemente facilitó todos los procesos administrativos del proyecto. La participación de otros miembros del personal administrativo de la ENES Morelia también fue fundamental para el adecuado desarrollo del proyecto.

Prólogo

Un componente importante para la resolución de las preguntas en la investigación sobre ecología se desarrolla en campo. Por la tanto, es crucial que los alumnos de las ciencias ecológicas y biológicas adquieran conocimientos básicos sobre métodos de campo. El estudio y aprendizaje de la ecología de campo implica habituarse o adaptarse a desarrollar actividades en el exterior, así como acrecentar el gusto y las habilidades necesarias para realizar trabajo de campo. En la actualidad, el trabajo de campo es cada vez menos común, algunas veces por motivos sociodemográficos, como lo es un estilo de vida “hiperurbano”, donde el contacto con la naturaleza está reducido a unas cuantas experiencias en parques y jardines. Otros factores que limitan y reducen las actividades al aire libre pueden ser las condiciones políticas y de seguridad que imperan en las zonas rurales o en la cercanía de ambientes naturales. Hasta hace algunas décadas, incluso durante los años noventa, salir al campo a realizar cualquier actividad era un asunto relativamente seguro y común. Aun así, ahora es relevante rescatar y mantener las prácticas de campo como parte de la formación de los estudiantes. Para los programas en biología que no cuentan con cursos de campo es importante incentivar y fomentar las prácticas de campo, incluso volverlas de carácter obligatorio, con la finalidad de poner a prueba lo aprendido en el aula, para que los estudiantes desarrollen las habilidades básicas necesarias en el trabajo de campo.

El acercamiento a la ecología de campo por parte de los estudiantes de ciencias biológicas debe ser completamente empírico. Sólo saliendo al campo y practicando las técnicas básicas se desarrollarán los hábitos y las habilidades necesarias para la colecta de datos y el diseño de experimentos naturales. No hay mejor forma de enseñar la ecología de campo que acudir al propio campo y poner a prueba hipótesis, obtener datos, hacer notas, llenar el diario de campo,

recopilar información y repetir el proceso las veces que sea necesario. Ello permite generar la experiencia suficiente dentro de una de las actividades fundamentales del método científico: la generación de datos. Por tal motivo, el presente manual representa una herramienta fundamental en la formación de los futuros ecólogos ya que, además de retomar aspectos relevantes de los distintos niveles de la ecología, el alumno desarrollará habilidades para tomar datos en campo y dar respuesta a preguntas de investigación. A su vez, el manual está diseñado con la finalidad de que los métodos también puedan ser aplicados para responder otras preguntas.

El presente manual está estructurado en cuatro secciones. La primera es una introducción al trabajo de campo y a las principales habilidades que debe desarrollar el estudiante que pretenda llevar a cabo proyectos que incluyan datos de campo, o simplemente generar datos ecológicos *in situ*; la segunda parte incluye prácticas relacionadas con la ecología de poblaciones y la descripción de algunos procesos comprendidos a nivel de individuos, como la ecofisiología; la tercera parte está enfocada hacia prácticas sobre ecología de comunidades; mientras que la cuarta parte se enfoca en la ecología del comportamiento y las interacciones bióticas.

Los autores de cada una de las prácticas son expertos en sus áreas de trabajo y tienen una amplia experiencia en el trabajo de campo, así como en la práctica docente, lo cual garantiza que las prácticas estén orientadas hacia el fortalecimiento del proceso de enseñanza-aprendizaje de habilidades básicas en el quehacer de la ecología, así como en la formación de nuevos profesionistas.

Esperamos que este manual sea útil y se fortalezca con la experiencia y el uso. Es la intención de los coordinadores que sirva para formar a las futuras generaciones de biólogos, ecólogos y profesionales de las ciencias ambientales en la ecología de campo, entendiendo que dominar cualquier actividad asociada a la investigación científica se basa en la disciplina y la práctica.

Rodrigo Macip Ríos
Fernando Pineda García
COORDINADORES

PRIMERA PARTE

**INTRODUCCIÓN AL TRABAJO DE CAMPO,
RECOPILACIÓN DE DATOS AMBIENTALES Y LAS
PRINCIPALES HABILIDADES NECESARIAS PARA EL
ANÁLISIS Y REPORTE DE PRÁCTICAS DE CAMPO**

El registro y anotaciones de las observaciones de campo

1

Gustavo Casas Andreu
Instituto de Biología-UNAM
gcasa@ib.unam.mx

El estudio de organismos vivos en su medio natural, así como la elaboración de colecciones científicas, es determinante para realizar acciones que nos lleven a conservar la naturaleza de forma cada vez más adecuada y eficiente.

Una actividad muy importante en la biología y en todas sus disciplinas, como la ecología, la taxonomía, etcétera, es la obtención de material y observaciones base para desarrollar la investigación científica. Para ello es necesario contar con un sistema de registro o anotación de datos, observaciones, direcciones, derroteros, recorridos, etcétera.

Aun cuando en los tiempos presentes se realizan observaciones de campo que se registran en una computadora o en un teléfono celular, existen datos que pueden perderse al bajarse la batería del aparato o por causa de una lluvia muy intensa que llegue a mojar el mecanismo electrónico, al caerse el aparato en algún río o laguna o debido a cualquier situación no previsible.

Los biólogos, ecólogos y otros profesionales que trabajamos en el campo con organismos procuramos portar, en forma adicional, una libreta o cuaderno de buena calidad, que solemos llamar “libreta de campo” o, en caso de que se requiera la colecta de material vivo, un “catálogo de campo”.

La libreta de campo es fundamental en la colecta de información porque representa la información primaria; es decir, de primera mano. El paso de los datos u observaciones de la libreta de campo a otros medios, como catálogos de colección, bases de datos electrónicas u otras libretas, va acompañado con un error natural al transcribir los datos; es por ello que la libreta de campo adquiere relevancia, pues se vuelve un documento histórico al que se puede recurrir para verificar la información o buscar información adicional.

Tipos de materiales y objetos para registrar observaciones de campo

Como se mencionó, cualquier libreta, cuaderno, portafolio con hojas intercambiables y formatos preestablecidos pueden ser útiles. Entre las características deseables que se buscan para hacer estos registros está que el papel en que se realizan las anotaciones sea de buena calidad. Por lo general el papel debe ser de un alto gramaje, en caso de ser tipo bond, o bien contener un alto porcentaje de algodón, el cual lo hace resistente al deterioro de los elementos. Incluso existen marcas comerciales que

se especializan en hacer libretas de campo, entre ellas están la reconocida marca Rite in the Rain® (JI Darlong LLC, Tacoma, Washington), la cual usa papeles patentados para la escritura bajo lluvia y resistentes a los elementos y el paso del tiempo.

Para realizar las anotaciones se recomienda el uso de un estilógrafo que se cargue con tinta negra que sea indeleble, de ser posible con “tinta china”, similar a las utilizadas por dibujantes e ingenieros. En casos extremos, en que no se tenga a la mano el material antes mencionado, utilizar plumas, pero que garanticen que la tinta es cien por ciento indeleble o bien, se puede echar mano de un lápiz duro. El problema con tintas que sean lavables es que se pueden perder los datos al ser diluidas por el agua de lluvia, o al caer la libreta en el agua, o –lo que frecuentemente sucede– cuando ruedan sobre la libreta algunas gotas de sudor. Otro aspecto de las tintas es que, con el paso del tiempo, los pigmentos se van degradando y se va perdiendo la información. En el mercado existen muchas opciones de tintas pigmentadas, sin embargo, los lápices son siempre una opción confiable y económica, ya que la escritura se mantiene a pesar de mojarse. Las mismas compañías que hacen libretas especiales para el trabajo de campo también comercializan tintas indelebles que son resistentes al agua y al paso del tiempo.

Una libreta puede utilizarse como libreta de campo y otra como catálogo, aunque también se pueden combinar ambos datos en una sola libreta. Dependerá del investigador, de la cantidad de información que se tome y de qué tan práctico pueda ser llevar dos libretas en el trabajo de campo. Lo importante, como en cualquier otra forma de recolección de datos, es que el investigador sea ordenado y la información tenga fácil acceso.

En la misma libreta de campo, además de los datos referentes a la colecta, el alumno puede llevar un diario de campo. Éste consiste en una narración detallada de las observaciones de

campo sobre las diferentes especies, las actividades desarrolladas por los integrantes del grupo de investigadores o colectores, características del hábitat, vegetación, descripción del lugar, etcétera (Figura 1). Básicamente, el diario de campo es un repositorio de todos los acontecimientos relacionados con el trabajo de campo y las actividades asociadas a la pregunta de investigación. Por otro lado, los diarios de campo también constituyen un documento histórico que sirve para recrear las actividades en torno a un proceso de investigación de campo.

En el caso que se recolecten ejemplares de plantas o animales, estos se anotan en el catálogo de campo. Se le debe dar un número de catálogo a cada ejemplar recolectado, que se inicia con el número 01 y que corresponde al primer ejemplar recolectado y que llegará progresivamente hasta un número infinito, dependiendo del material que se recolecte. Este número debe coincidir con el de una etiqueta que se haya colocado al ejemplar o al contenedor donde se haya guardado. En el caso de las plantas, el número de ejemplar se escribe en el papel secante que se usa en las prensas.

Es importante mencionar que cuando se requiera coleccionar ejemplares será menester el incorporarlos a una colección científica reconocida, ya sea de investigación o de docencia; por lo tanto, el colector deberá estar familiarizado con las técnicas y procedimientos de eutanasia y preservación de ejemplares. Algunas referencias útiles sobre cómo sacrificar y preservar ejemplares pueden ser las siguientes: Pisani (1973) y Casas-Andreu *et al.* (1991).

La información mínima que debe incluirse en el catálogo o en las notas de campo incluye: localidad (citando el país), estado o provincia, municipio o condado; ciudades o vías de comunicación que se puedan referir –estimando la distancia en mapas–; fecha, escribiendo siempre el nombre completo del mes o indicándolo con números romanos; nombre del colector o colectores; hora de captura o colecta de datos;

G.C.A.
23 Oct
1976

La Manzanilla, Jal. Estación Biológica

Por la mañana y hasta medio día estuvimos preparando el material captando la noche anterior, fabricando por los 2 Cyrtopogon en la tierra por esos lugares. Guillermo estuvo colectando por la mañana y Conchelo, Carlos y Marcos salieron rumbo al Tuito, Jal. para quedarse hasta el lunes en que regresarán. Nos despedimos ahora en la tarde a ir a colectar por el rumbo de la Manzanilla, Jal. aprox. 50 km. al sur de Abasco por carretera.

Fuimos a la Manzanilla por la tarde en compañía de Mario García y de Guillermo Lara, atrapamos una Ctenosaura* joven en un árbol pequeño a 250 mts. de altura cuyo peso fue 122.4 gms. y su longitud cabeza-cuerpo fue 16.8" y total 44.2". Se liberó el ejemplar en la Estación Biológica. También capturamos un Scolecophorus pequeño que probablemente es Malabica que hay que verificar.

Por la noche y regresando de la Manzanilla encontramos una araña aparentemente una Leptothrips pero diferente a las que había visto antes. TEPHROBIPTAS PHILIPPI
Regresamos a la Estación al amanecer.

24 Oct
1976

Hoy a las 11 de la mañana Guillermo y yo fuimos rumbo a Quitziñala encontrando un pequeño arroyo que desemboca al río del mismo nombre y que se localiza 4 km. al E. de esa localidad. Encontramos Cerodites, Scoloporus de tres especies diferentes, un definitivamente idéntico en campo, todos los ejemplares en serpiente mediana Scoloporus y generalmente en la base de grandes árboles, los Arachnidae eran pobres, desmenuzados, pero en las

* Notas de Ctenosaura joven de la Manzanilla:

Figura 1. Ejemplo de una página del diario de campo.

características ambientales como temperatura y humedad; especies obtenidas (si son conocidas o, si no, agregándoles un nombre provisional) así como las especies observadas; notas sobre la coloración del cuerpo o de la plantas de los ejemplares recolectados y número de campo para cada espécimen (Figura 2).

Otras observaciones útiles son las características del microhábitat y observaciones sobre la actividad o inactividad de la especie; sobre la condición reproductiva, la puesta de huevos, el asoleo, la búsqueda de alimento, etcétera.

Los catálogos de campo son fundamentales cuando se trata de organismos que están preservados en colecciones, pues los datos incluidos en el catálogo representan el cincuenta por ciento de la información de cada ejemplar en una colección.

Una parte muy importante del trabajo en el campo y, en particular, de recolectar organismos vivos, es el llevar un adecuado registro de las actividades que se realizan en el campo.

En el caso de que se colecten ejemplares para la investigación, cada ejemplar coleccionado debe ser etiquetado asignándole un número de catálogo; las etiquetas deberán ser de un papel resistente a los fijadores o preservadores y, además, que no reaccione con éstos, y que no alteren la coloración de los ejemplares. Un ejemplo común es el papel cristal delgado, sobre el cual se puede escribir con tinta indeleble y lápiz duro, y que se puede atar en forma de etiqueta con un hilo blanco —si es posible de algodón o de una fibra resistente a los fijadores, a las condiciones ambientales adversas y a cambios de temperatura.

G.C.A.

COLIMA. QUAVARIN, MPIO. DE CHAVARIN. Col. Cornelio Sanchez
 Arturo Nuñez, Guillermo Lara y G. Casas A.

22 Oct. 093 AUOLIS NEBULOSUS Entre hojas de Manz
 1976 094 HYLA SMITHI Sobre hojas de plantas bajas
 095 MOBAYA BRACHYPODA En el suelo, entre plantas "SABALINA"
 096 BUFO MAZATLANENSIS Entre vegetación del suelo
 097 KINOSTERNON Atravesando la carretera

1 Km. E DE
JALISCO, MELARJE, MPIO DE CHIVATLAN Col. Cornelio Sanchez,
 Arturo Nuñez, Guillermo Lara y G. Casas A.

22 OCT. 098 SCELOPORUS ♀ En un árbol
 1976 099 SCELOPORUS JOVEN " " "
 100 AUOLIS NEBULOSUS Sobre hojas de plantas
 101 AUOLIS " " " "
 102 BUFO MARINUS En el suelo
 103 BUFO MARINUS " " "
 104 HYLA En un charco
 105 LEPTODACTYLUS MELANONOTUS En un estanque de agua
 106 " " junto a la carretera
 107 " " "
 108 (LARVA DE HYLID) En pequeño estanque
 109 HYLA SMITHI En estanque de agua junto
 a la carretera

JALISCO, KM. 18 CARRETERA MELARJE - PUERTO VALLARTA (BARRIO DE TENDALISTITA).
 Col. Guillermo Lara y G. Casas A.

22 110 TRIMORPHODON Muestra sobre la carretera.
 OCT. 1976

Figura 2. Ejemplo de página del catálogo de ejemplares colectados en campo.

Por lo general, los investigadores llevan la libreta o el catálogo de campo en un estuche con lo necesario para registrar o documentar la información obtenida en el campo. Este estuche puede estar contenido en una carpeta de lona, plástico, una bolsa resistente al agua o cualquier otro material que soporte los elementos. Es importante llevar siempre repuestos de tinta, lápices, sacapuntas, goma, hilo para etiquetas, rotuladores, contendedores y demás materiales útiles para la toma de datos.

Con el tiempo y la experiencia el uso de la libreta, del diario y del catálogo de campo se vuelve rutinario y a la vez satisfactorio, pues el investigador aprende a transferir las observaciones y mediciones de muchas fuentes de información a un sistema analógico y tradicional, el cual también funciona como medio de reflexión y generación de ideas sobre las observaciones del mundo natural.

Bibliografía

- CASAS-ANDREU, G., G. VALENZUELA-LÓPEZ y A. RAMÍREZ-BAUTISTA. 1991. "Cómo Hacer una Colección Herpetológica". *Cuadernos del Instituto de Biología 10*. Instituto de Biología-UNAM. México.
- PISANI, G. R. 1973. "A Guide to Preservation Techniques for Amphians and Reptiles". *Herpetological Circular No. 1*. Society for the Study of Amphibians and Reptiles. Athens, Ohio.

Cómo se reporta una práctica de campo

2

Fernando Pineda García

Laboratorio de Ecología Funcional. ENES Unidad Morelia-UNAM
fpineda@enesmorelia.unam.mx

Rodrigo Macip Ríos

Laboratorio de Ecología Funcional. ENES Unidad Morelia-UNAM
rmacip@enesmorelia.unam.mx

Introducción

Los reportes de actividades académicas, ya sean reportes técnicos, de prácticas escolares, ponencias en extenso, tesis, disertaciones e incluso artículos científicos, tienen básicamente la misma estructura. En algunos formatos se anexan secciones, no obstante, lo que cambia es la extensión de las secciones y la profundidad en la interpretación de los datos o resultados que se presentan.

Es esencial que los estudiantes de carreras científicas como biología, ecología, ciencias ambientales, ingeniería ambiental, etcétera aprendan a reportar las actividades académicas que lleven a cabo; eso sólo se logra practicando la estructura y el estilo para reportar este tipo de actividades.

Desde los primeros semestres en estas carreras se realizan prácticas de laboratorio, prácticas de campo, proyectos semestrales, actividades del servicio social y tesis, entre otro tipo de actividades. Durante ese tiempo, los estudiantes practican una y otra vez cómo reportar los resultados y sus interpretaciones.

Existen diversos manuales de escritura científica y manuales sobre el proceso de inves-

tigación (McMillan, 2006; Booth *et al.*, 2008); incluso, algunas universidades ofrecen cursos sobre cómo escribir documentos científicos. Es un hecho que mientras más se practica, los estudiantes desarrollan mejor las habilidades y hábitos que les facilitarán su vida profesional, ya sea en el ámbito académico o en el mundo laboral, fuera de la academia.

El objetivo de este capítulo es orientar al estudiante sobre cómo estructurar los reportes de prácticas de campo, lo cual será útil también para otro tipo de reportes. El capítulo incluye las partes que debe contener un reporte, así como las preguntas necesarias que debe lograr responder quien realiza el reporte sobre cada sección. Más allá de dar una receta de cómo hacer un reporte, el capítulo trata de guiar al estudiante sobre qué es esencial, qué debe reportarse y por qué hay que hacerlo.

Procedimiento para reportar una práctica de campo

El *Reporte de la práctica por equipo* deberá contener los siguientes apartados e información:

1) Introducción

La introducción es fundamental para entender lo que se pretende hacer, pero también para incorporar información básica que ayude al lector a adentrarse en el fenómeno que se quiere estudiar. En la introducción también se pueden mencionar las hipótesis que se desea poner a prueba y, algunas veces, los objetivos que se pretenden alcanzar.

Algunos puntos clave que se pueden mencionar y en los que es recomendable profundizar en la introducción son los siguientes:

1. Marco teórico o información básica sobre el campo de conocimientos (ecología de poblaciones, biología de la conservación, biología del comportamiento, etcétera).
2. Importancia del estudio para el campo del conocimiento o aplicaciones básicas. En el caso de las prácticas de campo, la importancia puede ser meramente para generar aprendizaje.
3. Historia natural del sistema de estudio de los grupos de especies involucrados en la práctica.
4. Predicciones de la práctica; es decir, qué se pretende obtener al terminar la práctica. En esta sección se puede incluir una hipótesis o una pregunta de investigación que ayude a orientar la práctica.

2) Objetivos

Los objetivos de la práctica se pueden enumerar por separado, en una sección especial. Este apartado es muy importante porque permite estructurar la práctica. Una forma sencilla de generar el objetivo general es utilizar la pregunta de investigación (si la hay) y de ella derivar el objetivo. Otra estrategia es contestar la siguiente pregunta: ¿cuál es el sentido de llevar a cabo la práctica?, esto permitirá generar un objetivo general.

Los objetivos específicos representan los componentes individuales de la práctica; es decir, en qué fases o tiempos y en cuántos pasos se lleva a cabo la práctica. Los objetivos específicos describen de manera más precisa el objetivo general, dividiéndolo en sus diversos aspectos metodológicos.

3) Métodos

La sección de metodología en un reporte de práctica de campo, como en cualquier otro tipo de reporte académico, debe estar claramente escrita; el detalle del procedimiento y la especificación de sus materiales deben garantizar su repetitividad independiente. Esa es la esencia de la metodología, que el lector entienda qué se hizo pero, lo más importante, es que sea capaz de replicar el estudio en el mismo sitio y con los mismos materiales.

La metodología debe redactarse en pasado describiendo cada uno de los pasos que se llevaron a cabo y los materiales que se utilizaron. La lectura de trabajos similares ayuda a definir un estilo para reportar la metodología. Es importante establecer que, si bien la metodología es la relatoría de actividades sucesivas, este relato se haga de manera continua, sin viñetas. Para redactar una metodología bien lograda es recomendable que los estudiantes revisen suficiente literatura sobre metodología en ecología, así como artículos y otros documentos sobre el área de estudio y el sistema de estudio con el que hicieron la práctica.

4) Resultados

Los resultados deben ser reportados ya sea en texto, tablas o figuras, y las tres formas de reportar los resultados deben estar bien articuladas. El texto es la forma central en la que se presentan los resultados, los cuales son descritos (narrados) de acuerdo a la estructura de la metodología.

El uso de tablas y figuras sirve para acompañar al texto, incluir datos que sería tedioso o poco práctico poner en el texto, como muchas cifras y comparaciones, o bien para presentar tendencias de los datos. Tanto las tablas como las figuras deben estar referidas en el texto siempre. Cada tabla y cada figura deberá tener un encabezado y un pie de figura respectivamente, en el cual se describa la información contenida de la manera más detallada posible, de modo que el lector pueda entender e interpretar la figura o la tabla con la información contenida en el pie de la figura o encabezado de la tabla. Todas las figuras y tablas deben ir numeradas de manera consecutiva, y deben ser citadas y explicadas en el texto.

Las tablas concentran información numérica, comparativa y también texto. Las figuras pueden presentar información numérica, geográfica, imágenes, fotos o cualquier otro tipo de información documental que no esté tabulada. Las gráficas de modelos estadísticos, distribuciones, así como mapas conceptuales o modelos son de uso común en las figuras.

Los resultados deben presentarse contextualizados con los métodos, pero no se deben incluir interpretaciones, ni comparaciones con otros trabajos similares, eso se incluye en la sección conocida como discusión.

5) Discusión

La discusión es la sección del reporte académico donde se interpretan los resultados obtenidos a la luz del marco teórico utilizado y donde se comparan los resultados obtenidos con los de otros estudios similares. Una discusión plantea un diálogo crítico con la información disponible hasta antes del estudio y cómo los resultados del estudio arrojan luz sobre aspectos desconocidos de la teoría, de los hechos reportados o bien, de ideas o información previa sobre un fenómeno.

Una discusión puede ser tan sencilla como demostrar que un fenómeno existe cuando se pensaba o se predecía que no existía. Por ejemplo: Iverson (1981) basándose únicamente en datos y observaciones de campo sugirió que las tortugas de la especie *Kinosternon hirtipes* no regulan su temperatura asoleándose, sino que la regulan únicamente por el contacto con el agua, esto generó la idea de que dichas tortugas no se asolean. Una investigación que intente poner a prueba la idea de que esas tortugas no se asolean se debería de enfocar en la búsqueda sistemática de información sobre su comportamiento, así como en la obtención de observaciones y documentación que refuten la idea de que no se asolean. Si el investigador logra documentar que dicha especie toma el sol para regular su temperatura, entonces la discusión deberá plantear dos cosas: 1) comparar los datos observados con los datos reportados para esa especie y 2) interpretar, con base en los resultados obtenidos (observaciones) si la tortuga se asolea para regular su temperatura, para esto, el investigador deberá tener un conocimiento importante sobre la regulación de la temperatura en tortugas y los comportamientos asociados (como el asoleo).

La discusión también implica un ejercicio auto-crítico de los resultados obtenidos y su interpretación. Es en la discusión donde el investigador acepta las debilidades del estudio y propone soluciones, o propone nuevas avenidas de investigación. La discusión es la parte donde se reporta el conocimiento nuevo; por lo tanto, se debe mantener apegada a la interpretación de los datos analizados, evitando siempre las conjeturas, elucubraciones o suposiciones.

Algunas de las preguntas que el investigador se debe responder en la discusión son las siguientes: ¿se cumplieron las predicciones?, ¿cuál fue el resultado de haber puesto a prueba la hipótesis de trabajo?, ¿cuál es la novedad de los resultados en un contexto general del tema

estudiado?, ¿cuáles son las limitantes del trabajo o estudio? Así mismo, en la sección final de la discusión se pueden incluir recomendaciones para los interesados en el tema de estudio.

6) Conclusiones

Las principales conclusiones de aquello encontrado e interpretado en el reporte pueden ir en una sección aparte, algunos formatos incluyen las conclusiones como último párrafo de la discusión. Lo importante es que cada reporte pueda generar una o varias conclusiones sobre el tema en el cual se trabajó. Las conclusiones pueden referirse a la docencia o al aprendizaje de una técnica o un método, si ese fue el objetivo de la práctica o la investigación. La conclusión o conclusiones son la respuesta lógica a los objetivos ¿Se consiguieron?, ¿cuál fue su resultado?, ¿se contestó la pregunta planteada?, ¿cuál fue su respuesta? Resultados no esperados o negativos también son parte de la conclusión. La labor científica está llena de “callejones sin salida”, los cuales también son resultados útiles para otras personas interesadas en los temas investigados.

7) Literatura citada

La literatura citada consiste en incluir todas las referencias mencionadas en el texto en un apar-

tado. Es muy importante que todo lo que se incluyó en el cuerpo del manuscrito esté en la sección de literatura citada. Se diferencia de otros estilos, como la bibliografía, donde además de lo citado en el texto se pueden agregar algunas otras referencias bibliográficas.

Existen muchas formas de escribir las citas o referencias bibliográficas. Entre los estilos más comunes están el Harvard, el APA, el Chicago, entre otros. Lo importante es que la referencia bibliográfica contenga la siguiente información básica: autores, año de publicación, título de la publicación, editorial, edición, ciudad o país de origen de la publicación y número de páginas. En el caso de los artículos científicos, estos incluyen la información sobre el volumen en que fueron publicados, el número dentro del volumen y el intervalo de páginas. Las referencias de internet como páginas web o artículos descargados de revistas 100% digitales deberán tener el URL (<http://...>) y la fecha en que el documento se descargó de la red.

Algunas preguntas útiles que el investigador se debe hacer a la hora de trabajar en la sección de literatura citada son las siguientes: ¿están todas las citas referenciadas en el texto incluidas en la sección de literatura citada?, ¿están todas las citas en el mismo formato?, ¿es suficiente la revisión bibliográfica (le permite al lector tener acceso a la literatura indispensable)?

Bibliografía

- BOOTH, W. C., G. G. COLOMB y J. M. WILLIAMS. 2008. *The Craft of Research*, 3a ed. University of Chicago Press. Chicago.
- IVERSON, J. B. 1981. “Biosystematics of the Kinosternon hirtipes species group” (Testudines: Kinosternidae). *Tulane Studies of Zoology and Botany* 23: 1-74.
- MC MILLAN, V. E. 2006. *Writing Papers in the Biological Sciences*, 4a ed. Bretford-St. Martin's Press. Nueva York.

Herramientas estadísticas para la ecología de campo

3

Rodrigo Macip Ríos

Laboratorio de Ecología Funcional. ENES Unidad Morelia-UNAM
rmacip@enesmorelia.unam.mx

Introducción

El uso de la estadística es fundamental en la ecología, ya que la mayoría de los experimentos o estudios ecológicos implican la observación o la toma de series de datos. En el caso de la ecología de campo, donde el observador o experimentador tiene muy poco control sobre los factores que afectan a los resultados, la estadística se convierte en una herramienta fundamental para entender los fenómenos estudiados, por medio de la sistematización, análisis y presentación de los datos.

La estadística es parte del método científico, pues está relacionada con la generación de hipótesis, la toma de datos u observaciones, las decisiones que se toman sobre esos datos y las conclusiones a las que se puede llegar después del análisis objetivo de los datos (Johnson y Bhattacharyya, 1996). Las ciencias biológicas, entre ellas la ecología de campo, dependen fuertemente del uso adecuado de la estadística para contestar preguntas por medio de hipótesis de trabajo (Fowler *et al.*, 1998). Es por ello que el estudioso de la ecología encontrará que las afirmaciones y conclusiones sobre fenómenos ecológicos están siempre respaldadas por análisis estadísticos sobre los da-

tos obtenidos, en otras palabras, es sólo bajo el sustento de los datos y su interpretación que se pueden generar conclusiones y responder preguntas.

La estadística tiene tres propósitos básicos: la descripción de los datos, la generación de inferencias y el diseño del muestreo (Daniel, 2001). Por lo general, es común enseñar la estadística por dos procedimientos, es decir, como estadística descriptiva y estadística inferencial. Esto es relevante en el contexto de un manual de prácticas de ecología de campo, donde los alumnos tendrán ya un diseño de muestreo, coleccionarán datos de la naturaleza y tendrán que describirlos e interpretarlos, dicho de otro modo, tendrán que llevar a cabo la descripción de esos datos y hacer inferencias a partir de ellos.

La estadística descriptiva tiene como objetivo ordenar, tabular, agrupar y presentar los datos de distintas formas, ya sea tablas, gráficos y otro tipo de figuras diversas (Whitlock y Schluter, 2015). Es importante que los datos se describan de manera correcta, ya que una correcta descripción de los datos permite entender y comunicar mejor los resultados. En el caso de la estadística inferencial, esta es fundamental para poner a prueba hipótesis en un

contexto probabilístico (Johnson y Bhattacharyya, 1996), lo que permite generar conclusiones con cierto nivel de confianza.

En términos generales, cualquier procedimiento estadístico constará de una parte descriptiva, la cual ayuda a entender los datos y a tomar algunas decisiones sobre ellos, y otra en donde se generan las inferencias usando los modelos más adecuados para la hipótesis que se quiera poner a prueba (por ejemplo: comparación de medias, pruebas de normalidad, correlación de dos variables, etcétera). La estadística descriptiva también es útil para detectar errores de captura, datos faltantes o bien para determinar qué tipo de “estadística” se va a utilizar, paramétrica o no paramétrica.

La decisión entre utilizar estadística paramétrica y no paramétrica es quizá uno de los principales dilemas metodológicos que enfrentan quienes se inician en la inferencia estadística, ya que por lo general, los datos que se pretenden analizar son tangenciales, es decir, se tomaron de manera complementaria, son pocos datos, el muestreo no fue de la mejor calidad o el diseño no se planteó correctamente, o bien el fenómeno que se está estudiando o documentando simplemente no cumple con los supuestos paramétricos, los cuales son los siguientes: distribución cercana o no distinta a la distribución normal, homocedasticidad u homogeneidad de varianza e independencia de los datos (Daniel, 2001). En casos donde no se cumplan estos tres supuestos, incluso después de una transformación de los datos, es cuando la estadística no paramétrica permite proseguir con la inferencia, no obstante, se sacrifica poder estadístico por robustez en la interpretación (Marques Dos Santos, 2001).

Por lo tanto, el estudiante que pretenda llevar a cabo pruebas estadísticas para poder responder preguntas o poner a prueba hipótesis, encontrará útiles las rutas descritas en los forros (contraportadas) de los textos de Sokal y Rohlf (2012) y Ritchey (2008). Esa figura plan-

tea una guía para asesorar al estudiante dependiendo del tipo de pregunta, tipo y calidad de los datos y tamaño de muestra, entre otras preguntas características de los datos, es decir, es una guía para tomar algunas decisiones basándose en la descripción de los datos. Por otro lado, el estudiante también deberá mantener siempre la mente abierta sobre una cosa: la interpretación ecológica y la interpretación estadística no siempre convergen.

Tipos de variables

La estadística implica el análisis de datos. Los datos representan los valores de una variable, la cual, de acuerdo a su naturaleza, puede suceder en un número infinito de valores o bien estar condicionada a sólo dos valores (dicotómica). Las variables pueden ser de varios tipos, los cuales están relacionados con el tipo de inferencias que se pueden llevar a cabo (modelos estadísticos), así como el tipo de descripción que se puede hacer sobre ellas. La división más sencilla que se puede hacer de las variables es entre variables cuantitativas (se pueden medir) y variables cualitativas (se pueden contar). Dentro de las variables cuantitativas existen variables discretas y continuas. Las discretas son aquellas que tienen un valor entero (no fragmentario) y existe un número finito de posibilidades por variable. Por otro lado, las variables continuas tienen valores fragmentarios y pueden tener cualquier valor dentro de la recta numérica. Las variables cualitativas pueden ser de varios tipos: nominales (de nombre) u ordinales (de escala; por ejemplo: mucho, poco, nada).

Población y muestra

Dos conceptos básicos de la estadística son el de población y el de muestra. Una población es

el conjunto de todos los datos posibles de una variable, por ejemplo, si la variable de interés es la longitud del cuerpo del pez blanco del Lago de Pátzcuaro, la población estadística será todas las medidas del largo del cuerpo que se encuentren en el lago, es decir, las medidas de todos los peces blancos. Las poblaciones estadísticas pueden ser finitas (en espacio y tiempo) o bien infinitas, si lo que se obtienen son medidas periódicas. Por su parte, una muestra es la representación estadística de una población, pues incluye una fracción de los valores posibles de la variable de interés. Las muestras pueden tener cualquier tamaño, no obstante, se busca que la muestra sea representativa, es decir, que se parezca lo más posible a la población.

Algunos aspectos relevantes de la estadística descriptiva

La estadística descriptiva implica básicamente dos cosas: organizar los datos en un formato gráfico o tabular (tablas) y calcular medidas que ayuden a entender y describir la serie de datos (Zar, 2014). Una de las formas más comunes de describir los datos es mediante una tabla, esta resume y organiza los datos de tal forma que es posible leerlos y describirlos de manera breve y concisa. Uno de los ejemplos más sencillos son las tablas de frecuencia. Otro tipo de forma de describir los datos son los gráficos, los cuales son muy variados, como los gráficos de barras, los histogramas, las gráficas de dispersión, etcétera. Tanto tablas como gráficas se explican más a fondo en el siguiente capítulo.

Medidas de tendencia central y dispersión

La descripción de los datos se puede resumir en el cálculo de las medidas de tendencia central y la dispersión. Un primer paso para describir datos es ordenarlos, ya sea de mayor a menor

o de menor a mayor. Esto permitirá tener de manera muy sencilla dos valores: el intervalo (valor máximo–valor mínimo) y la mediana, que es el valor que parte en dos la serie de datos. La mediana es como el punto medio de la serie de datos o muestra. Otra medida de tendencia central y de estimación sencilla es la moda, la cual consiste en buscar el dato que más se repite, a veces existe más de una moda. Siguiendo con las medidas de tendencia central, una de las más útiles es la media aritmética, la cual consisten en la estimación de un promedio simple de la muestra o serie de datos. Existen otras medidas útiles de tendencia central como la media geométrica (ver Daniel, 2001 para su cálculo), la cual es muy útil cuando se tienen muestras con datos extremos.

Las medidas de dispersión dan información sobre qué tan dispersos son los datos de la muestra con respecto a la media. El más sencillo es el intervalo, el cual ya se mencionó, y que se obtiene para calcular la mediana. La medida de tendencia central básica (a partir de ella se calculan otras) es la varianza, la cual describe la dispersión de los datos alrededor de la media. La varianza (muestral) se calcula de la siguiente manera:

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

Donde: x_i es cada valor i de la muestra, \bar{x} es la media aritmética de la muestra y n es el tamaño de la muestra.

La varianza literalmente describe la dispersión alrededor de la muestra; en términos de la ecología, el resultado puede ser un tanto complicado de interpretar, pues las unidades (gramos, número de individuos, etcétera) están al cuadrado. Una forma más práctica de usar la varianza es cuando se despeja el valor de S^2 , al cual se le denomina desviación estándar. Esta medida de dispersión describe la variación que

tienen los datos hacia arriba y hacia debajo de la media, lo cual permite una descripción más precisa e informativa de los datos. Por ejemplo: se puede decir que la media del número de crías de una lagartija es de 8, con una desviación estándar de 2. Eso quiere decir, que, en promedio, el número de crías promedio (\bar{x}) es 8 ± 2 crías (de variación). La fórmula para calcular la desviación estándar es muy sencilla:

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

Donde: S^2 es la varianza.

Otra medida de dispersión de uso práctico y regular en ecología es el coeficiente de variación. El cual reporta la variación (desviación estándar) en términos de porcentaje. Es muy útil para comparar la variación de estudios que se hicieron de manera independiente. Se calcula de la siguiente manera:

$$CV = \frac{S}{\bar{x}} \times 100$$

Donde: S es la desviación estándar y \bar{x} es la media aritmética.

Cómo comprobar los supuestos paramétricos y transformación de datos

Los supuestos paramétricos: normalidad, homocedasticidad e independencia deben ser puestos a prueba antes de llevar a cabo una prueba paramétrica. La normalidad de los datos se puede probar usando una prueba de bondad de ajuste, la cual dependerá del tamaño de la muestra. Por lo general, como regla de pulgar, cuando el tamaño de la muestra es mayor a 1000 datos se utiliza la prueba de Kolmogorov-Smirnov y cuando es menos de 1000 datos se utiliza una prueba de Shapiro-Wilk (Sokal y Rohlf, 2012). Para probar la homocedasticidad

u homogeneidad de varianza existe una serie de pruebas como la de Levene o Bartlett (Daniel, 2001), no obstante, cuando sólo se trata de dos muestras es posible tener una aproximación sencilla de la siguiente manera: si el cociente de las dos varianzas está entre 0.5 y 1.5, se consideran homocedásticas. En el caso de la independencia, este supuesto está asociado a la naturaleza y a la toma de los datos. Un ejemplo de datos no independientes es cuando se mide una variable varias veces de un mismo individuo de manera consecutiva. Otro ejemplo de datos no independientes, son aquellos que están ordenados en una jerarquía, como cuando se comparan especies de un mismo linaje o linajes emparentados. De cualquier modo, la independencia de los datos se asegura con un muestreo bien diseñado.

Uno de los procedimientos más útiles cuando los datos no presentan una distribución normal es transformarlos. Existen varios procedimientos para ello. El principio es relativamente sencillo, “hacer los datos más grandes o más pequeños”. Para ello se pueden elevar a una potencia, por lo general al cuadrado o bien reducirlos por medio de la raíz cuadrada. Otro procedimiento para transformar los datos es convertirlos a otra escala, por ejemplo, a una escala logarítmica, para ello, lo más común es usar el logaritmo base 10 o el logaritmo natural (Zar, 2014). Existen otras formas de transformación de datos, algunas más complicadas que otras o que incluyen otras escalas o combinación entre ellas, sin embargo, es importante tener en cuenta que la interpretación de la información implica poder regresar de la transformación de los datos.

Inferencia estadística con una o dos muestras

Una vez que se comprueban los supuestos paramétricos y que se decide si optar por una prueba paramétrica o una no paramétrica, es

momento de poner a prueba las hipótesis de trabajo por medio de la inferencia estadística. Esta puede hacerse a partir de una o más muestras. Algunas de las pruebas más comunes con una muestra son la prueba Z, la prueba t de Student, la Chi cuadrada, entre otras. La prueba Z y t de Student sirven para hacer inferencias sobre la media, es decir, se pueden plantear hipótesis sobre si una media es grande, pequeña, o diferente a un valor propuesto. La ji o chi cuadrada (χ^2) es otro modelo estadístico que sirve para hacer inferencias sobre una muestra, por ejemplo, para determinar si una muestra tiene una distribución esperada o no (bondad de ajuste).

Cuando se trata de comparar dos muestras, por ejemplo, la altura de dos especies de árboles y la velocidad de carrera de dos especies de lagartijas, existe una serie de modelos. El tipo de modelo depende del tipo de variables, pero, cuando se trata de datos continuos, uno de los modelos paramétricos más versátiles es la prueba t de Student, la cual funciona con tamaños de muestra relativamente pequeños. La prueba t también se ha adaptado para muestras pareadas (dos medidas de un mismo individuo en un antes y un después) o bien para muestras que no tienen homogeneidad de varianza. La mayoría de los textos en estadística básica incluyen el modelo de t. Algunos textos con ejemplos biológicos son el de Zar (2014) y el de Sokal y Rohlf (2012).

Cuando se trata de comparar conteos, es decir, datos de variables cualitativas, de nuevo la χ^2 es un modelo útil. Un ejemplo clásico del uso de la χ^2 es cuando se quiere poner a prueba la proporción de sexos en una población, es decir, se quiere comparar el número de machos contra el número de hembras. Hasta cierto punto, este uso de la χ^2 cuadrada es una forma de bondad de ajuste, pero con sólo dos categorías (machos y hembras). Fowler *et al.* (1998) presentan ejemplos y procedimientos sencillos para el cálculo de la χ^2 cuadrada.

Si los datos no son paramétricos, es decir, si no se cumplen los supuestos antes mencionados, entonces existe una serie de pruebas no paramétricas o de distribución libre. Algunas de las pruebas análogas no paramétricas son las siguientes: para la t de Student existe la U de Mann-Whitney o la prueba de Wilcoxon; para la χ^2 , la prueba de Kolmogorov-Smirnov o Shapiro-Wilk, así como otras que se mencionarán en los siguientes párrafos. Muchos libros de estadística básica incluyen las pruebas no paramétricas. El libro de Marques Dos Santos (2001) es una buena referencia en castellano.

Inferencia estadística con más de dos muestras

Cuando la hipótesis que se desea probar consta de más de dos muestras, por ejemplo, se desea comparar si existe variación en el diámetro a la altura del pecho de tres poblaciones de una especie de árbol, en ese caso es necesario otro tipo de modelos estadísticos. Si los datos son paramétricos, entonces el análisis de varianza (ANDEVA, también conocido por sus siglas en inglés como ANOVA) es una de las pruebas más útiles. Existen muchos modelos de ANDEVA, algunos implican más de un factor, es decir, más de una variable categórica (especies, poblaciones, tratamientos), los cuales pueden tener interacción o no, por ejemplo, población y la época del año. Otros modelos útiles de ANDEVA son el análisis de covarianza, el cual incluye, además de la variable categórica y la variable continua de respuesta, una variable continua extra que funciona como co-variable, lo cual permite poner a prueba una hipótesis e incluir el efecto correlativo de otra variable. Un ejemplo de esto es cuando se quiere comparar un rasgo de la historia de vida como el esfuerzo reproductor entre varias poblaciones, pero se incluye el tamaño del cuerpo como co-variable, ya que este tiene una influencia potencial en el esfuerzo reproductor. El análisis de varianza

determina si existe variación o no entre las muestras, no obstante, para determinar cuáles muestras son diferentes entre sí es necesario llevar a cabo una prueba *post hoc* (a consecuencia). Estas pruebas también se llaman de comparación de medias. Entre las más socorridas están la prueba altamente honesta de Tukey, la t de Student y la prueba de Dunn (Sokal y Rohlf, 2012).

Cuando se quieren comparar varias muestras, pero los datos no son normales, entonces se utilizan pruebas no paramétricas, en este caso existen dos posibilidades, la prueba de Kruskal-Wallis, o la prueba de Friedman cuando se trata de medidas repetidas (Marques Dos Santos, 2001). Las pruebas no paramétricas tendrán también sus pruebas no paramétricas de comparación de medias. De nuevo, el libro de Marques Dos Santos (2001), es una buena referencia para este tipo de pruebas.

El trabajo con conteos

Cuando se trabaja con conteos, es decir, que la o las variables de interés son cualitativas y el procedimiento es contar el número de casos que se presentan, entonces, la χ^2 es la prueba más utilizada, aunque existen otras pruebas, como la prueba G, o bien sus homólogas no paramétricas, como ya se mencionó anteriormente. Una aplicación muy útil de la χ^2 es en las tablas de contingencia, que se usan cuando se quiere probar la asociación entre dos grupos de variables cualitativas, ya sean ordinales o nominales (Fowler *et al.*, 1998). Por ejemplo, si se quiere probar el número de polinizadores que visitan una serie de especies de plantas en un sitio, se tienen que contar las visitas por especie de planta. Una tabla de contingencia permitirá probar si las visitas son aleatorias o si existe algún tipo de preferencia de los polinizadores por las plantas.

Regresiones y correlaciones

Dos modelos estadísticos ampliamente usados son el de la regresión lineal y el de la correlación. Estos modelos permiten poner a prueba la hipótesis sobre la relación entre dos variables numéricas, casi siempre continuas, aunque cada uno tiene sus supuestos. Básicamente, el análisis de regresión lineal permite hacer los dos en un mismo modelo. La regresión lineal es un modelo muy sencillo que ajusta dos series de datos continuos tomados de un mismo evento al modelo de la línea recta. El valor de ajuste, también conocido como coeficiente de determinación (r^2) explica el porcentaje de la varianza de la variable de respuesta (y) con respecto al factor o variable explicativa (x). La regresión lineal es un modelo robusto si se cumplen los supuestos paramétricos, así como si se cuenta con un tamaño de muestra adecuado. Por su parte, la correlación, como su nombre lo indica, describe qué tan correlacionadas están dos series de datos, las cuales se prueban con el coeficiente de correlación (r), que no es otro que el despeje de r^2 . Los valores de correlación se pueden extrapolar a un valor de porcentaje, lo cual hace más sencilla su interpretación, Fowler *et al.*, (1998) presentan una rutina sencilla de ambos modelos.

Lecturas sugeridas, medios de consulta y paquetería útil (libre)

A lo largo de este capítulo se han incluido referencias bibliográficas de algunos de los textos que pueden ser útiles para resolver dudas, llevar a cabo rutinas y consultar los procedimientos estadísticos aquí descritos o mencionados. La literatura sobre estadística es vasta y está disponible para diferentes grados de entendimiento y experiencia. Lo más recomendable es que cada estudiante cuente con una diversidad importante de textos para diferentes temas,

incluso libros donde la estadística no está orientada hacia ciencias biológicas, sino a otras áreas del conocimiento.

La mayoría de los análisis estadísticos se llevan a cabo en paquetería especializada, en la mayoría de los casos se requieren de licencias con costo moderado. Algunos paquetes de cómputo útiles son JMP de SAS Institute, SPSS de IBM y Statistica de Statsoft, entre otros. Quizá la opción más sencilla es usar R (R Development

Core Team, 2008), ya que es de distribución libre y código abierto. No obstante, se requiere un poco de experiencia para ejecutar las funciones y compilar en R, aunque es cada vez más común que se enseñe el uso de R en niveles básicos de las licenciaturas. Existen extensiones de paquetes conocidos como Excel, los cuales son populares y de fácil uso, así como manuales que facilitan el uso de R como De Vries y Meys (2012) y Landerm (2014).

Bibliografía

- DANIEL, W. W. 2001. *Bioestadística. Bases para el análisis de las ciencias de la salud*, 3a ed. Uthea-Noriega Editores. México.
- DE VRIES, A. y J. MEYS. 2012. *R for Dummies*, Wiley. West Sussex, Reino Unido.
- FOWLER, J., L. COHEN y P. JARVIS. 1998. *Practical Statistics for Field Biology*, 2a ed. Wiley. West Sussex, Reino Unido.
- JOHNSON, R. A. y G. K. BHATTACHARYYA. 1996. *Statistics. Principles and Methods*, 2a ed. Wiley. Nueva York.
- LANDERM, J. P. 2014. *R for Everyone. Advanced Analytics and Graphics*. Addison Wesley. Upper Saddle River, Nueva Jersey.
- LOGAN, M. 2010. *Biostatistical Design and Analysis Using R. A Practical Guide*. Wiley-Blackwell. West Sussex, Reino Unido.
- MARQUES DOS SANTOS, M. J. 2001. *Estadística básica. Un enfoque no paramétrico*. Facultad de Estudios Superiores Iztacala-UNAM. México.
- R DEVELOPMENT CORE TEAM. 2008. *R: A Language and Environment for Statistical Computing*. R Foundation for Statistical Computing. Vienna, Austria.
- RITCHEY, F. J. 2008. *Estadística para las Ciencias Sociales*, 2a ed. MacGraw-Hill. México.
- SOKAL, R. R. y F. J. ROHLF. 2012. *Biometry*, 4a ed. Freeman. Nueva York.
- WHITLOCK, M. C. y D. SCHLUTER. 2015. *The Analysis of Biological Data*, 2a ed. Roberts and Company Publishers. Greenwood Village, Colorado.
- Zar, J. H. 2014. *Biostatistical Analysis*, 5a ed. Pearson. Noida, India.

Presentación de los datos en gráficas y cuadros

4

Rodrigo Macip Ríos

Laboratorio de Ecología Funcional. ENES Unidad Morelia-UNAM
rmacip@enesmorelia.unam.mx

En la ecología, como en otras disciplinas, se requiere en las distintas fases del proceso de investigación una buena comunicación de la información. Para el caso de los reportes escritos, tesis o artículos de investigación, aunque suene un tanto lógico, la redacción no debe ser deficiente, ya que, de ser así, limitará la transmisión de la información. Otro aspecto fundamental que no se puede tomar a la ligera al momento de reportar los resultados es la presentación de los datos. Una buena comunicación de los alcances de la investigación descansa en buena parte en la forma como se presentan los datos. Un recurso que comúnmente se emplea para presentar los datos son los cuadros y las gráficas. La transmisión de los datos depende en buena medida de la calidad con que se elaboran estas dos herramientas y en ocasiones su generación es tomada a la ligera, cuando esto sucede, estas herramientas en lugar de apoyar la pregunta de investigación, llegan a entorpecer la fluidez del reporte. En este capítulo se presentan de una forma sucinta los pasos básicos para generar cuadros y figuras.

En particular, los cuadros son un resumen de los patrones detectados en los datos y los resultados de las pruebas estadísticas. En ocasiones se utilizan para expresar información

acerca de la historia de vida de los organismos, por ejemplo, tamaño promedio de las semillas, fenología de hojas, tasas de reproducción, etcétera. A su vez, pueden ser empleados para resumir información acerca de los sitios de trabajo; coordenadas, tipo de clima, tipo de vegetación. Generalmente, los cuadros o tablas se utilizan para transmitir mucha información que de otra forma no podrían ser introducida en el texto y sirven de apoyo para lo que se describe en el mismo. Sin embargo, por ningún motivo sustituyen a la descripción de los resultados o metodología. Una pregunta que siempre sale a relucir es ¿qué podemos representar en un cuadro? Para el caso de los datos derivados de la pregunta de investigación, los cuadros se usan para representar datos, generalmente la media de un grupo y su medida de dispersión. Asimismo, se pueden representar los resultados de una prueba estadística, que pueden incluir el valor del estadístico y la significancia. Un error común entre los estudiantes de pregrado es presentar en sus reportes de prácticas cuadros con el total de los datos recabados en el estudio. Un ejemplo de esto es la Tabla 1, en él se muestran los valores obtenidos sobre el grosor de la hoja, la dureza de la hoja y la proporción de herbivoría para cada uno de los individuos mues-

treados de tres especies de árboles tropicales. Por lo tanto, es recomendable evitar a toda costa presentar la base de datos del estudio íntegra en un cuadro. Ahora, si los datos que se

quieren mostrar son pocos, el uso de una tabla no es necesario ya que podrían ir en el texto, un ejemplo de esto es la Tabla 2.

Tabla 1. Diferencias en el grosor y dureza de la hoja, y la proporción de herbivoría entre tres especies de la selva mediana.

Especie	Ind	Grosor hoja (mm)	Dureza hoja (g)	Herbivoría
<i>Piper sp</i>	1	0.2106	230.62	1.666
<i>Piper sp</i>	2	0.3363	175.6	1.333
<i>Piper sp</i>	3	0.2106	173.72	3
<i>Piper sp</i>	4	0.2673	197.3	3
<i>Piper sp</i>	5	0.208	173.36	1.333
<i>Nectandra sp</i>	1	0.261	424.7	2.333
<i>Nectandra sp</i>	2	0.188	272.04	2.333
<i>Nectandra sp</i>	3	0.2423	292.83	1.666
<i>Nectandra sp</i>	4	0.2133	356.82	3.666
<i>Nectandra sp</i>	5	0.1773	326.96	3
<i>Brosimum sp</i>	1	0.1996	387.97	1
<i>Brosimum sp</i>	2	0.2266	345.02	2
<i>Brosimum sp</i>	3	0.1746	322.37	2
<i>Brosimum sp</i>	4	0.1613	272.82	2.333
<i>Brosimum sp</i>	5	0.2666	346.24	1.333

Tabla 2. Abundancia de tres especies de lagartijas en el bosque tropical seco de Las Adjuntas, Querétaro.

Especie	Num Ind
<i>Aspidoscelis sp.</i>	3
<i>Sceloporus sp.</i>	40
Morfo 1	1

Por otra parte, los cuadros van precedidos por un encabezado, en el cual se hace una descripción precisa de su contenido. El encabezado debe tener la información adecuada y suficiente del contenido del cuadro, de tal forma que el lector no requiera ir al texto para comprender lo que se presenta en este. Sin embargo, hay que evitar dar una descripción deta-

llada de la metodología que se empleó para llegar a esos datos. Las columnas y filas deben especificar claramente los títulos. En caso de que en el cuadro requiera abreviar alguno de los títulos o el uso de acrónimos por cuestiones de espacio, es necesario hacer una descripción precisa de su significado en un pie de nota o en el mismo encabezado del cuadro o tabla.

Para el caso de los gráficos uno se puede hacer la misma pregunta acerca de cuál es el criterio para decidir qué conjunto de datos presentar de manera gráfica. Al igual que los cuadros, los gráficos y figuras son un apoyo para comunicar los hallazgos del estudio. Si los datos muestran un patrón muy claro es más conveniente utilizar un gráfico, ya que el mensaje del estudio se transmitirá de forma más contundente. Por el contrario, si los datos no son rotundos lo mejor es presentarlos en un cuadro. Ahora, si lo que se busca es representar un único dato de alguna condición, población, etcétera es más conveniente describirlo en el texto y así ahorrar espacio y tiempo. Un gráfico bien elaborado es autoexplicativo, es decir, la información se transmite y puede ser comprendida con sólo observarlo. Demasiada información en el gráfico puede llegar a confundir. Por ejemplo, la Figura 1 presenta el valor promedio del porcentaje de cobertura de dos tipos de líquenes en las cuatro orientaciones del tronco de árboles de *Pinus sp*, bajo dos condiciones de manejo. Este valor está representa-

do por las barras, y además se representó el valor del promedio dentro del gráfico, esto resulta excesivo y hace cuestionable la pertinencia del uso de un gráfico.

En los gráficos o figuras es muy conveniente agregar un título sucinto que indique qué es lo que se está graficando y que tenga un tamaño de letra mayor al de los títulos de los ejes. Por otra parte, el tamaño de letra de los títulos y de los valores de los ejes debe ser adecuado para una fácil lectura. Las variables representadas en los títulos de los ejes forzosamente deben llevar las unidades de medición (ver la Figura 2). Las gráficas van acompañadas con un pie de gráfico, este debe de contener la información necesaria para comprender la información representada en el mismo. El objetivo del pie de gráfico es que apoye al entendimiento del gráfico y que sólo con la lectura de esta información se pueda comprender, sin tener que regresar al apartado de metodología o resultados. Cuando en el gráfico se usen acrónimos o figuras para representar los sujetos de estudio, en el pie del gráfico debe de explicarse su signifi-

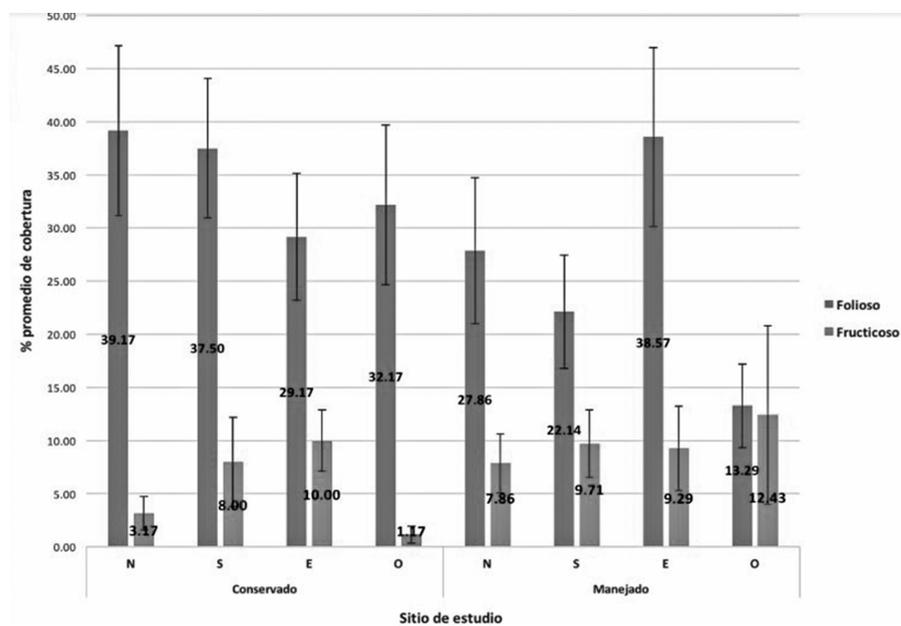


Figura 1. Porcentaje promedio de cobertura de líquenes en ambos sitios de estudio por cada cara del tronco del *Pinus sp*.

cado. Asimismo, en este lugar es conveniente señalar el tipo de análisis estadístico que se utilizó para poner a prueba una hipótesis, sin llegar a demasiados detalles metodológicos.

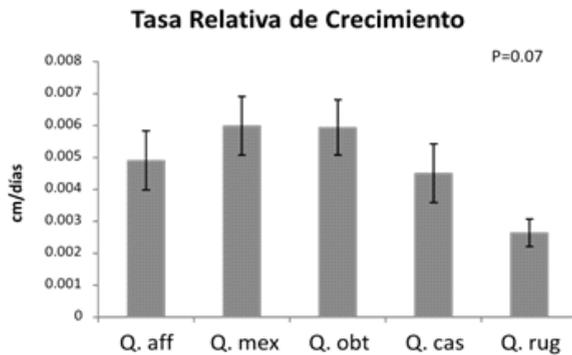


Figura 2. Tasa de crecimiento del tallo entre cinco especies del género *Quercus*. En la gráfica se muestra el estadístico de la prueba de ANOVA de una vía. Abreviaturas: Q. affi = *Q. affinis*, Q. mex = *Q. mexicana*, Q. obt = *Q. obtusata*, Q. cas = *Q. castanea* y Q rug = *Q. rugosa*.

En conjunto, se recomienda ampliamente generar un reporte de práctica de calidad y que cumpla con el objetivo de transmitir información, que se le dedique esfuerzo a la elaboración del material de apoyo, como son los cuadros y figuras, pues esto servirá para dar sustento a los patrones detectados en el marco de la pregunta de investigación.

Existe una gran cantidad de literatura en donde se pueden encontrar ejemplos y tipos de gráficos para la representación de los mismos.

Algunas referencias ya mencionadas como las de Zar (2014), Sokal y Rohlf (2012) representan el estándar en estadística para las ciencias biológicas, no obstante, existen otras referencias útiles con buenos consejos para generar gráficos y tablas, tales como Whitlock y Schluter (2015).

Diferentes paquetes estadísticos también generan gráficos y tablas de buena calidad. El lenguaje R (R Development Core Team, 2008) contiene varios paquetes que generan gráficas y tablas, algunas con un alto grado de calidad y definición. Otro paquete estadístico útil puede ser JMP ver. 13 (SAS Institute, 2017).

Referencias como las de Atthews y Matthews (2008) y Day y Gastel (2006) incluyen consejos prácticos para la presentación de resultados, tanto de manera gráfica como en cuadros o tablas. La correcta presentación de los resultados, tanto en cuadros como en figuras, es un proceso que se va refinando con el tiempo y la experiencia del estudiante. Evidentemente, es importante iniciar con este proceso desde los niveles formativos en los primeros semestres de la licenciatura, para que con el tiempo, el estudiante fortalezca su capacidad de síntesis y de presentación de resultados de investigación y para realizar reportes de laboratorio o trabajo de campo.

Bibliografía

- ATTHEWS, R. J. y R. W. MATTHEWS. 2008. *Successful Scientific Writing*, 3a ed. Cambridge University Press. Cambridge.
- DAY, R. A. y B. GASTEL. 2006. *How to Write and Publish a Scientific Paper*, 6a ed. Greenwood Press. Wersport, Connecticut.
- R DEVELOPMENT COTE TEAM. 2008. *R: A Language and Environment for Statistical Computing*. R Foundation for Statistical Computing. Vienna, Austria.
- SAS INSTITUTE. 2018. *JMP Statistical Discovery Software ver. 13*. Cary, Carolina del Norte.
- SOKAL, R. R. y F. J. ROHLF. 2012. *Biometry*, 4a ed. Freeman. Nueva York.
- WHITLOCK, M. C. y D. SCHLUTER. 2015. *The Analysis of Biological Data*, 2a ed. Roberts and Company Publishers. Greenwood Village, Colorado.
- ZAR, J. H. 2014. *Biostatistical Analysis*, 5a ed. Pearson. Noida, India.

Carlos Anaya

ENES Unidad Morelia-UNAM

carlos.anaya@enesmorelia.unam.mx

Introducción

El concepto de calidad del suelo se refiere a la habilidad que tienen los suelos para funcionar, así como a su capacidad para promover la productividad primaria y secundaria y mantener o mejorar la calidad del aire y el agua dentro de los ecosistemas (Karlen *et al.*, 1997; Doran y Zeiss, 2000). De acuerdo con Karlen y sus colaboradores (1997) este concepto intenta equilibrar los usos múltiples del suelo (p. ej. para la producción agrícola, el desarrollo de bosques, la remediación de desechos) con objetivos de calidad ambiental. En este contexto, el concepto de calidad ha sido útil para evaluar cómo cambian las funciones del suelo bajo diferentes condiciones de uso y manejo, y cómo influyen estos cambios sobre el ambiente (Limaa *et al.*, 2013, Mukherjee y Lal, 2014), de tal forma que este concepto ha permitido establecer un puente de comunicación entre científicos y ambientalistas o manejadores de ecosistemas. Dada la gran diversidad de suelos, con naturaleza y propiedades singulares, se reconoce que este concepto es relativo, en vez de absoluto, y su evaluación debe realizarse con relación al funcionamiento adecuado de un suelo dentro de ciertos límites o circunstancias de uso.

El suelo puede conceptualizarse como un subsistema del ecosistema con componentes internos, entradas y salidas de materia y energía, y procesos internos. Sus componentes son los minerales del suelo, aire, agua, materia orgánica y la biota. Estos componentes interactúan fuertemente entre sí, y a partir de estas interacciones se llevan a cabo una gran variedad de procesos biogeoquímicos que son fundamentales para la circulación de energía y materia en los ecosistemas, y por lo tanto para la integridad de los mismos. Por ejemplo, el intemperismo de los minerales del suelo y la descomposición de la materia orgánica son procesos que determinan la fertilidad de los suelos, y a través de ello afectan la productividad primaria del ecosistema.

Los procesos del suelo afectan y son afectados por las propiedades físicas, químicas y biológicas del mismo, por lo que el estudio de estas propiedades nos brinda información importante sobre el funcionamiento o la calidad del suelo. Hay una gran variedad de propiedades físicas y químicas que permiten caracterizar la calidad de un suelo (Schoenholtz *et al.*, 2000; Limaa *et al.*, 2013; Mukherjee y Lal 2014), de las cuales, para fines de esta práctica, se propone determinar algunas que pueden

ser medias o estimadas de forma relativamente fácil en campo o laboratorio, y que permiten analizar la funcionalidad del suelo en el contexto de la dinámica del agua y los nutrientes, los cuales limitan el desarrollo de las plantas y los microorganismos.

Las propiedades del suelo que se evaluarán en esta práctica son: textura, densidad aparente, agregación del suelo, infiltración, pH y conductividad eléctrica; no obstante, queda a juicio del profesor o a las limitaciones de tiempo y material el analizar todas o algunas de ellas. A continuación, se describen dichas variables.

La textura se refiere a la distribución de tamaños de las principales partículas minerales del suelo, y se define como la proporción de arcillas, limos y arenas que presenta un suelo. Las arcillas son las partículas más finas, con un diámetro menor a $2\ \mu\text{m}$. Estas partículas son importantes por tener una elevada área superficial o relación área/masa, y por presentar una carga neta que les permite interactuar con el agua y los iones de la solución del suelo. Gracias a estas características las arcillas juegan un papel fundamental en la retención de agua y nutrientes en el suelo. Los limos tienen un tamaño intermedio (entre 2 y $200\ \mu\text{m}$) y las arenas un tamaño alto (entre 200 y $2000\ \mu\text{m}$). Estas partículas tienen una menor influencia sobre la dinámica de los nutrientes que las arcillas; no obstante, tiene un efecto importante sobre la porosidad del suelo y, por lo tanto, sobre la dinámica del agua. En general, entre mayor sea el tamaño de las partículas, mayor es el tamaño de los poros y más rápido el drenaje del agua. La textura del suelo es determinada principalmente por la naturaleza del material parental, la edad del sustrato, y las condiciones climáticas y biológicas que determinan la tasa y naturaleza del intemperismo. La textura frecuentemente se ve como una variable estática, debido a que cambia lentamente en el tiempo; no obstante, en suelos manejados con problemas de erosión, se pue-

den detectar cambios significativos en ella. La erosión es un proceso selectivo, donde las partículas finas tienden a moverse y perderse más rápido que las gruesas, por lo que un suelo erosionado puede tener una textura más gruesa si se le compara con su condición cuando tiene poca o nula erosión.

La densidad aparente es la relación masa/volumen del suelo, y se expresa en g/cm^3 . Esta variable está correlacionada positivamente con la compactación del suelo y negativamente con la porosidad, de tal forma que un suelo exhibe una mayor densidad aparente mientras mayor compactación y menor porosidad tiene. Como el movimiento de aire y agua en el suelo es determinado por la porosidad, conforme aumenta la densidad los suelos se desarrollan problemas de aireación y drenaje. Los suelos forestales generalmente no presentan problemas de alta densidad debido al crecimiento de las raíces de los árboles y al buen desarrollo de la fauna edáfica, los cuales promueven la generación de poros. No obstante, el manejo agrícola del suelo suele afectar la densidad aparente. Por ejemplo, el paso de la maquinaria y del ganado tiende a compactar los suelos de las parcelas agrícolas y potreros, lo cual incrementa la densidad aparente, y crea problemas de infiltración de agua y erosión (Brady y Weil, 2002).

La agregación es un indicador de la estructura del suelo, la cual se refiere al arreglo tridimensional de las partículas del mismo. Los agregados del suelo son los sillares o elementos básicos de la estructura del suelo, y se forman a partir de la unión de partículas minerales y orgánicas entre sí por medio de agentes que se denominan cementantes (p. ej. compuestos orgánicos, iones). Los agregados se han clasificado por su tamaño en macroagregados grandes ($>2000\ \mu\text{m}$) y pequeños (2000 - $250\ \mu\text{m}$), microagregados (250 - $53\ \mu\text{m}$) y agregados del tamaño de limos y arcillas ($<53\ \mu\text{m}$), también llamada fracción mineral. Estos agregados, además de diferir en tamaño, pueden diferir en su

estructura interna, en su concentración de materia orgánica, en los agentes que los cementan y en el tamaño de sus poros (Oades y Waters, 1991), de tal manera que dentro de estos se crean microambientes que afectan de manera diferencial la dinámica del agua, los microorganismos, el carbono y los nutrientes. La distribución de tamaños de agregados es una forma de evaluar la agregación del suelo, ya que entre mayor proporción de macroagregados exista, se considera que el suelo tiene una mejor agregación, al igual que mejor drenaje, aireación y actividad microbiana. Algunos factores que afectan la agregación del suelo son: la vegetación, las entradas de materia orgánica, la textura y el manejo del suelo. Por ejemplo, la labranza rompe los agregados del suelo y disminuye la agregación, mientras que la reducción de entradas de materia orgánica puede inhibir la formación de agregados, ya que ésta puede funcionar como un cementante (Six *et al.*, 2004).

El pH es una medida del grado de acidez o alcalinidad de una solución. Formalmente, el pH se define como el logaritmo negativo de la actividad de los iones Hidrógeno (H^+), de tal forma que conforme disminuye el valor del pH, aumenta la actividad de los iones H^+ , aumenta la acidez y disminuye la alcalinidad. Los valores del pH oscilan entre 0 y 14, donde un valor de 7 corresponde a un pH neutro, valores inferiores a 7 corresponden a pH ácidos, y superiores a 7 a pH alcalinos.

La infiltración se refiere a la penetración de agua dentro de la matriz del suelo y a su movimiento vertical a través de éste. La infiltración es un proceso y se mide como una tasa; es decir, como la velocidad con la que se infiltra el agua en el suelo, generalmente en unidades de mm/hora. El agua que no se infiltra puede acumularse sobre el suelo y eventualmente evaporarse, o puede escurrirse de manera superficial si el suelo tiene pendiente. La infiltración es importante porque regula el almacenamiento y los flujos de salida de agua del ecosistema. La

capacidad de infiltración es determinada por la cobertura vegetal, la humedad antecedente del suelo, la intensidad de la lluvia, la pendiente del terreno y las propiedades físicas del suelo (p. ej.: textura, porosidad, profundidad) (Brady y Weil, 2002). Los suelos desnudos generalmente tienen una menor capacidad de infiltración que los que están protegidos por vegetación, debido a que las gotas de lluvia disgregan las partículas más finas del suelo superficial las cuales, al mezclarse con el agua, producen un sellamiento de los poros. Los suelos húmedos tienen su espacio poroso lleno de agua por lo que su capacidad de infiltración se reduce. La pendiente del terreno determina la oportunidad para que el agua se infiltre o escurra con ayuda de la fuerza de la gravedad.

La conductividad eléctrica (CE) del suelo se define como la capacidad de la solución del suelo para transportar una corriente eléctrica. Esta propiedad es determinada por el tipo y valencia de los cationes y aniones presentes en la solución del suelo, su concentración total y relativa, y su movilidad. Por ello, esta variable se usa como un indicador de la salinidad del suelo. Por ejemplo, el incremento de la CE puede ser indicativo de un aumento en el nivel de sodio intercambiable o de un exceso de fertilizantes. Los suelos con acumulación de sodio se caracterizan por limitar la absorción de agua por las plantas debido al efecto que tienen las sales sobre el potencial osmótico. Los suelos forestales generalmente no tienen problemas de salinidad y muestran una CE baja, pero esta variable puede adquirir relevancia en parcelas agrícolas donde el uso de fertilizante y riego de agua suelen adicionar sales al suelo. La CE se mide en mili-siemens (mS), y se espera una correlación positiva entre los valores de CE y los problemas que causa la salinidad en disponibilidad de agua y limitación de nutrientes.

Esta práctica propone usar el método comparativo con la finalidad de tener una mejor comprensión del concepto de calidad del suelo.

En este contexto, se sugiere comparar las propiedades físicas y químicas de un suelo bajo diferentes usos o manejo con la finalidad de entender cómo el uso del suelo puede afectar la calidad del mismo. Por ejemplo, comparar el suelo de un bosque con el suelo de un cultivo agrícola, un potrero o un área perturbada adyacentes, o el suelo de parcelas agrícolas con diferentes técnicas de manejo. En este caso, lo importante a considerar –en la selección de los sitios a comparar– es que estos tengan el mismo tipo de suelo, similar pendiente y orientación de ladera, de tal forma que la variabilidad que exhiban las propiedades del suelo entre sitios se deba al uso que se le da a los mismos y no a otros factores. Alternativamente, se pueden comparar suelos con el mismo uso, pero en diferente posición topográfica; por ejemplo, el suelo en una ladera con el de pie de monte o de cresta. En este caso el objetivo sería comparar el efecto de la posición topográfica sobre las propiedades del suelo.

Tipos de preguntas que se pueden responder con estos métodos

Las preguntas que se pueden contestar con la metodología planteada en esta práctica pueden ser las siguientes: ¿cuál es la textura, densidad aparente e infiltración del agua en suelos con distinto tipo de manejo?, ¿existen diferencias en las características del suelo entre distintos tipos de ecosistemas terrestres?, ¿es posible detectar gradientes en las características físicas del suelo en ambientes con diferente estado sucesional?

Objetivos de aprendizaje

Que los alumnos aprendan a caracterizar e interpretar algunas propiedades físicas y químicas del suelo que determinan el funcionamiento y la calidad relativa del mismo.

Procedimiento

Materiales y métodos

Una vez seleccionados los sitios, en el interior de cada uno, trazar una parcela cuadrada de 10 m x 10 m (100 m²) para realizar el muestreo de suelos. Previo al muestreo hay que elegir su tipo (p. ej.: aleatorio, estratificado, estratificado al azar), la profundidad de muestreo y el número de muestras. En sitios planos o con pendiente ligera se recomienda hacer un muestreo al azar, cuadricular la parcela en 100 cuadros de 1 m² y numerar y elegir cuadros de colecta al azar. En sitios con pendiente moderada o inclinada se recomienda hacer un muestreo estratificado al azar, donde los estratos estén a diferentes altitudes y dentro de los estratos elegir cuadros al azar para la colecta del suelo. El número de muestras a tomar debe ser suficiente para hacer análisis estadísticos comparativos, de preferencia más de 8 por sitio. Se recomienda a cada alumno procesar una muestra y practicar varias veces el proceso para determinar cada una de las propiedades del suelo. La profundidad de muestreo debe ser constante en todas las muestras y se recomienda que esté entre 5 y 10 cm, dependiendo de la profundidad del horizonte más superficial; si este es muy somero, muestrear a 7 cm, y si es amplio, muestrear hasta 10 cm. Se elige muestrear suelo superficial porque es donde se concentra la mayor producción de raíces finas, acumulación de carbono y actividad microbiana, además de que es la zona con mayor impacto por el manejo y los cambios de uso de suelo.

El suelo tiene tres dimensiones: largo, ancho y profundidad, por lo que en su colecta se deben considerar estas dimensiones para obtener una muestra representativa. La colecta de suelo puede realizarse con un nucleador o con una palita plana, en este último caso se debe colectar un cubo de suelo con similares dimensiones de largo, ancho y profundidad (p. ej.

10 cm x 10 cm x 10 cm). La cantidad de suelo será de cerca de 1 kg, y se colocará dentro de una bolsa de plástico con una etiqueta que indique fecha, nombre del colector, sitio o uso de suelo y número de muestra.

Una vez colectado el suelo, se realizan las mediciones de los parámetros de acuerdo a las metodologías que se describen abajo; es importante mencionar que algunos procesos no se pueden realizar *in situ*, pero pueden realizarse en alguna habitación con electricidad y con equipos portátiles.

Textura. En esta práctica la textura se estimará al tacto considerando las características de moldeado, consistencia, adherencia y granulometría de los suelos siguiendo el procedimiento descrito en el cuadro que se presenta en el Anexo 1a. Una vez estimado el grupo de textura se determinarán los rangos de las proporciones de arcillas, limos y arenas que puede tener el suelo de acuerdo con el triángulo de texturas presentado en el Anexo 1b.

Material: agua.

Densidad aparente. La densidad aparente se determinará por el método del cilindro o núcleo de suelo sin perturbar. Este método consiste en enterrar un cilindro de metal o PVC con dimensiones conocidas (p. ej.: 5 cm de diámetro x 5 cm

de profundidad) dentro del suelo y extraerlo sin tener pérdidas del material dentro del cilindro, ni exceso fuera del mismo (Figura 1). Una vez que se extrae el núcleo se debe determinar la masa seca de suelo que contiene; para ello hay que secar todo el suelo o una alícuota del mismo hasta peso constante. La densidad aparente se determina a partir del cociente masa seca de suelo (g) entre el volumen del cilindro (cm^3).

Materiales: un cilindro de acero o PVC (5 cm x 5 cm), martillo, tabla de madera y pala pequeña para enterrar y desenterrar el cilindro, espátula para limpiar los residuos de tierra que quedan en los extremos del cilindro, bolsa para transportar la muestra, horno para secar el suelo y balanza para pesar.

Distribución de agregados. La distribución de agregados se determina a través del fraccionamiento físico del suelo con el uso de tamices con tamaños de malla de $7000 \mu\text{m}$, $2000 \mu\text{m}$, $250 \mu\text{m}$ y $53 \mu\text{m}$, con la siguiente metodología para un tamizado húmedo (Elliot *et al.*, 1999): tamizar suelo por un tamiz o malla de $7000 \mu\text{m}$ de amplitud y dejar secar al aire. Pesar 100 gramos del suelo para fraccionarlo. Adicionalmente, tomar una submuestra de suelo fresco para determinar su humedad por gravimetría y estimar el peso seco inicial. Este dato de humedad servirá para calcular el peso seco de la

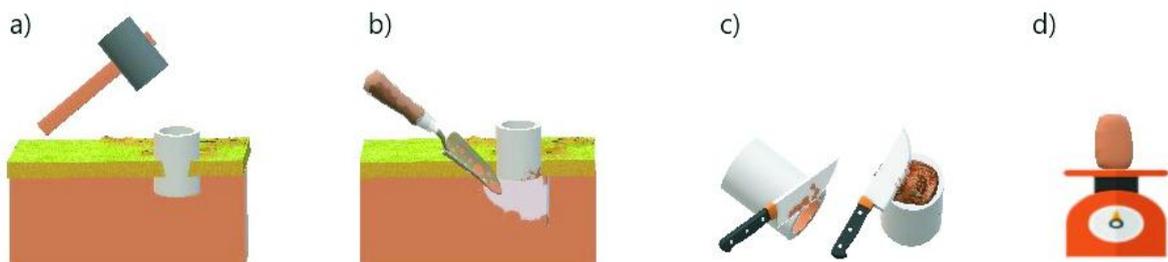


Figura 1. Método del cilindro para determinar la densidad aparente. (a) Enterrar un cilindro en el suelo de volumen conocido, (b) extraerlo con la ayuda de una pala o espátula, (c) limpiar el exceso de suelo, (d) pesar el suelo.

muestra. En un contenedor poner agua destilada con un volumen tal que la malla de los tamices se pueda hundir en ella hasta una profundidad de 4 cm. Colocar el tamiz de 2000 μm dentro del contenedor con agua, poner en su interior los 100 gramos del suelo y dejar que se humedezca por 5 minutos. Posteriormente, mueva el tamiz verticalmente arriba y abajo 3 cm a un ritmo de 25 veces por minuto durante 2 minutos, de tal forma que los agregados se sumerjan dentro del agua en cada ciclo. Transferir el material remanente del tamiz a una charola de aluminio con la ayuda de una espátula de silicón y secar en horno a 60° C hasta peso constante. Con este procedimiento se obtiene la fracción $>2000 \mu\text{m}$. Colocar el tamiz de 250 μm sobre un contenedor y adicionar todo el material de suelo que atravesó por el tamiz de 2 mm, proceder a tamizar al mismo ritmo. Colectar el material remanente sobre la malla en una charola de aluminio y secarlo al horno. Se obtendrá la fracción $>250 \mu\text{m}$. Depositar el material que atravesó el tamiz de 250 μm sobre el tamiz de 53 μm , y tamizar. Se obtendrá la fracción $>53 \mu\text{m}$. La fracción menor a 53 μm se estima por diferencia de pesos. Una vez estimadas las fracciones, se calcula un diámetro medio, que es la suma de la fracción de suelo que queda en cada tamiz después de tamizar, multiplicado por el diámetro medio de los tamices adyacentes (en este caso 4500;

1,125; 151.5 y 26.5 μm). $DM = (\Sigma \text{fracción de muestra en el tamiz} \times \text{tamaño medio de los tamices adyacentes})$.

Materiales: tamices con amplitud de malla de 7000 μm , 2000 μm , 250 μm y 53 μm ; charolas con diámetro ligeramente mayor al de los tamices; espátula de silicón, charolas de aluminio para pesar, balanza y horno para secar.

Infiltración. Existe una gran variedad de equipos y métodos para medir la infiltración (Brady y Weil, 2002). Aquí se usará el método del anillo de infiltración, el cual es sencillo y funciona para fines comparativos. Un tubo de acero inoxidable o PVC de 10 cm de diámetro por 30 cm de largo se coloca verticalmente sobre el suelo en un área plana y se entierra hasta una profundidad de entre 5 y 10 cm (Figura 2a) con la ayuda de un martillo y un madero. Se introduce un plástico al interior del tubo, de manera que cubra sus paredes, el suelo y que los extremos queden expuestos por la boca superior del tubo, como formando una bolsa que cubre el interior del tubo (Figura 2b). En el interior de esta bolsa de plástico se vierten dos litros de agua, de forma que esta no tenga contacto con el suelo, y se pone una regla para medir la altura de la columna de agua. Posteriormente, se remueve la bolsa de plástico, dejando que el agua entre en contacto con el suelo y comience a infiltrar (Figura 2c); simultáneamente se debe medir el

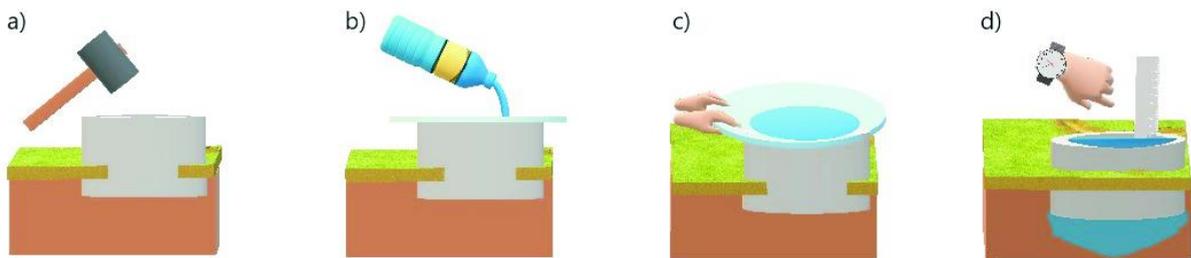


Figura 2. Método para determinar la infiltración de agua en el suelo: (a) Enterrar un anillo de acero o pvc a una profundidad de 5 cm; (b) cubrir el anillo con un plástico y llenarlo con agua; (c) remover el plástico, y (d) tomar tiempo y medir el cambio en el volumen de la columna de agua.

tiempo de infiltración, cada 30 segundos se registran los mm de agua infiltrados observando el cambio en el volumen de la columna de agua (Figura 2d). Si la infiltración es alta se puede seguir adicionando agua, sólo hay que tener cuidado de agregarla antes de que el tubo se quede sin esta y de registrar el cambio en la columna de agua. El ensayo se detiene cuando la infiltración es baja y se estabiliza. Se reportan los mm de agua infiltrados por hora o fracción de hora.

Materiales: tubo de acero inoxidable o PVC, martillo y tabla, bolsa de plástico para basura, regla, reloj y agua (10 litros).

Conductividad eléctrica y pH. Estas variables se miden con un multiparamétrico o potenciómetro con electrodos específicos para estas variables. Previamente a los análisis se deben de calibrar los electrodos con soluciones *buffer* siguiendo las indicaciones de los equipos. El procedimiento consiste en colocar 10 g de suelo fresco dentro de un vaso de *nalgene*, añadir 50 ml de agua y agitar con una varilla de vidrio por 10 minutos a intervalos de un minuto de agitación y uno de descanso. Dejar reposar la solución por 5 minutos y hacer las mediciones. Se introduce el electrodo de pH en la solución de agua y se espera a que se estabilice el valor de pH antes de registrarlo; posteriormente se cambia de electrodo y se realiza la medición de salinidad con el procedimiento descrito.

Materiales: multiparamétrico portátil con electrodos de pH y salinidad, *buffers* para calibrar, piseta con agua destilada, vaso de *nalgene* de 100 ml, y varilla de vidrio.

Cálculos y análisis estadísticos

Todas las variables se pueden analizar cuantitativamente con estadística descriptiva a través del cálculo de promedios y error estándar y la generación de gráficas, o de manera inferencial con pruebas de t de Student, con excepción de

la textura, que en esta práctica se estima de manera cualitativa. Una vez realizados los análisis, los datos se deben interpretar y discutir para generar conclusiones. A continuación, se presentan algunas posibles interpretaciones de las variables.

Textura. Se considera que un suelo tiene buena textura cuando la relación del tamaño de sus partículas le dan a las plantas un buen soporte le permiten el desarrollo radicular y le proporcionan un adecuado nivel de agua y nutrientes (Brady y Weil, 2002). Los suelos con textura media, como los francos, le proporcionan estas características por lo que se consideran los mejores. Los suelos con textura gruesa tienen poros grandes y un buen drenaje; no obstante, retienen poca agua, materia orgánica y nutrientes. Los suelos con textura fina favorecen la formación de poros pequeños, por lo que retardan el movimiento de aire y agua; su capacidad de retener agua es alta, pero la retienen con una fuerza muy alta por lo que el agua disponible para las plantas se reduce. No obstante, cuando tienen buena estructura pueden tener una buena aireación y drenaje. Estos suelos son altamente plásticos y adhesivos por lo que son difíciles de trabajar.

Densidad aparente. Generalmente, un aumento en la densidad aparente no es deseable debido a que puede reducir la aireación e infiltración de agua y promover la erosión (Lima *et al.*, 2013), además de dificultar el crecimiento de las raíces.

Infiltración. A mayor tasa de infiltración mejor drenaje.

Agregación. Generalmente se asume que, a mayor tamaño medio de los agregados, mejor estructura del suelo, aireación, drenaje de agua y actividad microbiana (Lima *et al.*, 2013; Mukherjee y Lal, 2014).

Salinidad y pH Un pH entre 5.5 y 7 puede ser adecuado para el crecimiento de las plantas; no obstante, se puede asumir que entre más cercano esté a la neutralidad es mejor para la dinámica de los nutrientes y la actividad de los microorganismos, y entre más alejado esté de un valor neutro, se asume lo opuesto (Mukherjee y Lal, 2014). En el caso de la conductividad eléctrica, se espera que a mayor CE mayor

salinidad e incremento de problemas en la absorción de agua por las plantas o posibles deficiencias en nutrientes (Brady y Weil, 2002). Un suelo salino tiene una CE igual o mayor a 4 mS / cm a 25°C, un suelo sódico tiene una CE menor a 4 mS y un pH alcalino mayor a 8, y un suelo salino-sódico tiene una CE cercana a 4 mS y un pH alcalino menor a 8.5 (IUSS Working Group WRB, 2015).

Bibliografía

- BRADY, N. C. y R. R. WEIL. 2002. *The nature and properties of soils*, 13a ed. Prentice Hall. Upper Saddle River, Nueva Jersey.
- DORAN, J. W. y M. ZEISS. 2000. "Soil heath and sustainability: managing the biotic component of soil quality". *Applied Soil Ecology* 15: 3-11.
- ELLIOTT, E. T., J. W. HEIL, E. F. KELLY y H. C. MONGER. 1999. "Soil Structural and Other Physical Properties" en G. P. Roberson, D. C. Coleman, C. S. Bledsoe y P. Sollins. *Standard soil methods for long-term ecological research*. Oxford University Press on Demand, pp. 74-88.
- IUSS WORKING GROUP WRB. 2015. *World reference base for Soil Resources 2014, update 2015. International soil classification system for naming soils and creating legends for soil maps*. World Soil Resources Reports No. 106. FAO. Roma.
- KARLEN, D. L., M. J. MAUSBACH, J. W. DORAN, R. G. CLINE, R. F. HARRIS y G. E. SCHUMAN. 1997. "Soil Quality: A Concept, Definition, and Framework for Evaluation". *Soil Sci. Soc. Am. J.* 61: 4-10.
- LIMAA, A. C. R., L. BRUSSAARDB, M. R. TOTOLAC, W. B. HOOGMOEDD y R. G. M. de GOEDEB. 2013. "A functional evaluation of three indicator sets for assessing soil quality". *Applied Soil Ecology* 194-200.
- MUKHERJEE, A. y R. LAL. 2014. "Comparison of Soil Quality Index Using Three Methods". *PLoS ONE* 9(8): e105981.
- OADES, J. M. y A. G. WATERS. 1991. "Aggregate hierarchy in soils". *Aust. J. Soil Res.* 29: 815-828.
- SCHOENHOLTZ, S. H., H. VAN MIEGROET y J. A. BURGER. 2000. "A review of chemical and physical properties as indicators of forest soil quality: challenges and opportunities". *Forest Ecology and Management*, 138(1): 335-356.
- SIX, J., H. BOSSUYT, S. DEGRYZE y K. DENEFF. (2004. "A history of research on the link between (micro) aggregates, soil biota, and soil organic matter dynamics". *Soil and Tillage Research* 79(1): 7-31.

ANEXO 1a.

Tabla 1. Tabla para inferir la textura del suelo mediante la evaluación al tacto de características de moldeado, consistencia y granulometría de los suelos

No.	Característica	Seguir en No.	Tipo de textura	Clave
1	Intentar formar con la muestra un rollo del grosor de un lápiz a) moldeable b) no moldeable	4		
		2		
2	Palpar la consistencia entre los dedos índice y pulgar a) adhesiva, se adhiere ligeramente al dedo b) no adhesiva, no moldeable	3	Franco arenosa	CA
3	Frotar la muestra entre las palmas de las manos a) consistencia muy harinosa, no se perciben granos de arena b) consistencia muy harinosa y se perciben granos de arena (<50% arena) c) muy arenosa (50-85% arena), queda material fino en las líneas de la palma d) muy arenosa (>85% arena), no queda material fino en las líneas de la palma		Limosa	L
			Franco limosa	CLg
			Arenosa franca	AC
			Arenosa	A
4	Intentar formar un rollito del grosor de una aguja para tejer gruesa a) moldeable, superficie opaca, consistencia harinosa b) moldeable, consistencia plástica, pegajosa c) no moldeable, se adhiere al dedo, se perciben granos de arena (<46% de arena)	5		
		6	Franco arcillo arenosa	CRA
5	Evaluar la consistencia a) adhesiva, harinosa, se agrieta fácilmente al presionar b) ligeramente harinosa, casi no se agrieta, muy moldeable c) granos de arena visibles y perceptibles, se agrieta al presionar		Franco limosa fina	CLf
			Franco arcillo limosa	CRL
			Franca	C
6	Evaluar la superficie de la muestra después de friccionarla con la uña del dedo a) superficie opaca o con brillo tenue, casi no se perciben granos de arena b) superficie opaca o ligeramente brillante, granos de arena perceptibles c) superficie brillante		Franco arcillosa	CR
			Arcillo arenosa	RA
		7		
7	Evaluar consistencia entre los dedos a) rechina b) consistencia de mantequilla		Arcillo limosa	RL
			Arcillosa	R

ANEXO 1b.

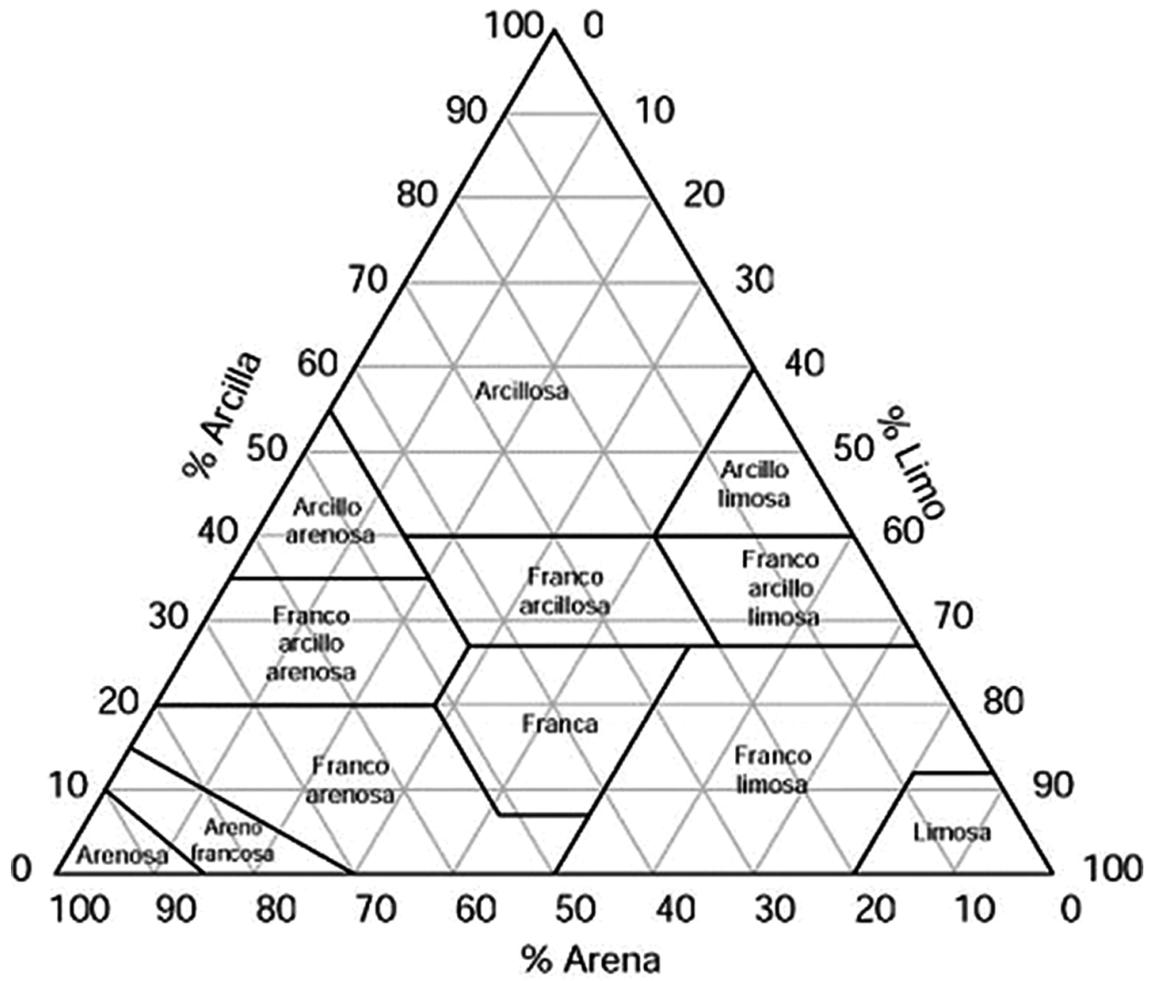


Figura 1. Triángulo de texturas del suelo.

Estructura y composición de comunidades vegetales en ecosistemas templados de México

6

Susana Maza-Villalobos

Ecosur, Tapachula

smazavm@gmail.com

Fernando Pineda García

Laboratorio de Ecología Funcional. ENES Unidad Morelia-UNAM

fpineda@enesmorelia.unam.mx

Rodrigo Macip Ríos

Laboratorio de Ecología Funcional. ENES Unidad Morelia-UNAM

rmacip@enesmorelia.unam.mx

Introducción

Los ecosistemas templados en México se concentran, en su mayoría, a lo largo de las zonas montañosas del país (Sierras Madre Occidental, Oriental y del Sur, Faja Volcánica Transmexicana, Sierra Norte de Oaxaca, Sierra de San Pedro Mártir en Baja California y la Sierra Madre de Chiapas) y comprenden varios tipos de vegetación (Rzedowski, 1978). En general, estos ecosistemas se encuentran en climas templados húmedos y subhúmedos, marcadamente estacionales con inviernos fríos y lluvia escasa, y con veranos cálidos y húmedos (Challenger, 1998). Los principales tipos de vegetación que podemos encontrar son bosques de coníferas (pino, abeto u oyamel, ayarín, cedro y táscate), bosques de latifoliadas (bosques de *Quercus*, de *Liquidambar* y de *Fagus*, principalmente) y bosques mixtos de pino y encino (Miranda y Hernández, 1963). De acuerdo con la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (Conabio), estos ecosistemas son dominados por árboles altos. México contiene

el 50% de especies de pinos del mundo y casi el 33% de especies de encinos. En estos ecosistemas se estima que existen alrededor de 7000 especies de plantas, de las cuales 70% son endémicas de México (Rzedowski, 1978).

Ante la diversidad observada en el planeta, una de las preguntas fundamentales de la ecología es conocer la composición, la estructura y la distribución de especies dentro de las diversas comunidades existentes (Gentry, 1988; Begon *et al.* 1995). Para cumplir con este objetivo se han diseñado y propuesto diferentes métodos para el censo de comunidades vegetales, a partir de los cuales es posible obtener información sobre el tamaño (altura, diámetro), la forma de vida y la identidad taxonómica de los individuos que la conforman, así como otras características ambientales que nos permitan entender qué factores están asociados con la presencia de estas comunidades (Bongers *et al.* 1988). Este tipo de información es fundamental en los estudios de ecología de comunidades. A través de éstos, es posible describir aspectos básicos como la estructura y compo-

sición de una comunidad, es decir, por ejemplo, el tamaño de sus individuos (altura y diámetro), las especies presentes, las especies dominantes y las especies más importantes. También se puede evaluar el estado de salud o conservación cuando comparamos comunidades con diferente grado o tipo de manejo (bosque conservado vs bosque quemado; Magurran, 2003) o bien, simplemente conocer cómo son las comunidades en diferentes regiones del mundo para hacer comparaciones en términos de diversidad (Gentry, 1988). Por otro lado, la información sobre qué especies están en una comunidad o cuáles son las más importantes por su número o por la biomasa que aportan, sirve como apoyo, por ejemplo, en toma de decisiones de restauración, conservación u otro tipo de manejo. Es muy riesgoso tomar decisiones sobre el manejo o conservación de un ecosistema si de antemano desconocemos qué especies lo conforman y de qué manera están organizadas. Así pues, los estudios de estructura y composición, además de ser pilar en la ecología de comunidades, revisten una importancia en la planificación del manejo y conservación de los recursos naturales (Noss, 1990).

Los métodos de muestreo varían en forma, distribución y tamaño, de acuerdo con los objetivos que éstos persigan (Mueller-Dombois y Ellenberg, 1974), pero en su mayoría están enfocados al registro de árboles y arbustos grandes (≥ 130 cm de altura). Es claro que, si nuestro objetivo es estudiar la vegetación de menor tamaño, como la comunidad de regeneración, la cual está compuesta por individuos pequeños (≤ 100 cm de altura y con diámetros basales de ≤ 5 cm), los métodos establecidos para la vegetación adulta (> 130 cm de altura y con diámetros que van desde decenas hasta centenas de centímetros) no son los adecuados. Por lo tanto, para tener una mejor y más completa perspectiva del estado de las comunidades vegetales, es conveniente diseñar muestreos que incluyan los dos componentes de la comunidad vegetal: adulta y de regeneración.

Tipos de preguntas que se pueden responder con este método

Algunas de las preguntas que se pueden contestar son las siguientes: ¿cómo se estructura la vegetación en un tipo de hábitat arbóreo?, ¿cuál es la diversidad de especies de árboles en un determinado sitio?, ¿cómo se distribuye la altura de los árboles en un hábitat determinado?

Objetivo de aprendizaje

Reconocer los diferentes tipos de ecosistemas templados de México y su biodiversidad a través de los diversos componentes de la comunidad leñosa de adultos y de la regeneración de especies.

Procedimiento

Comunidad de adultos

Para cada tipo de ecosistema se establecerán tres muestras basadas en el método de Gentry (1982). El método consiste en censar la vegetación leñosa en un área de 0.1 ha. El diseño para cubrir esta área consiste en 10 transectos de banda distribuidas paralelamente (separadas cada dos metros), de 50 m de largo por 2 m de ancho (un metro a cada lado de la línea de 50 m; Figura 1). Dentro de cada transecto de banda se registrarán todas las plantas leñosas (árboles, arbustos y trepadoras leñosas) con un diámetro a la altura del pecho (DAP) ≥ 2.5 cm, que tengan al menos 50% de sus raíces dentro del área del transecto. Para todos los individuos registrados, se obtendrán datos de altura (desde el nivel del suelo hasta la copa con ayuda de un clinómetro), el diámetro a la altura del pecho y su identidad taxonómica, y si esta se desconoce se le otorgará un nombre provisional para después cotejar su identidad con claves o en el herbario. Es importante mencionar que en los arbustos es frecuente la presen-

cia de muchos tallos y en ocasiones algunos árboles presentan más de un tallo, en este caso se registrará el DAP de cada tallo observado, siempre y cuando cumpla el criterio de un DAP ≥ 2.5 cm (Anexo 1).

Además, para conocer la cobertura de la comunidad se usará un densitómetro, con el cual se realizarán cuatro lecturas (a los diferentes puntos cardinales) cada 12.5 m, empezando desde el metro cero (i.e., cuatro datos de cobertura por cada transecto).

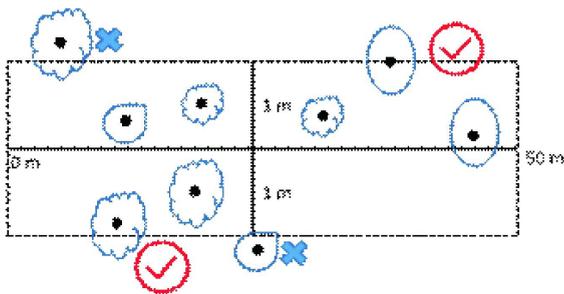


Figura 1. Representación del método de Gentry. El punto negro indica la ubicación del tallo. Con una cruz se indican los casos en los que el individuo no debe de ser registrado, de acuerdo con la distribución de sus raíces respecto a la línea de muestreo; con el símbolo paloma se señala a los casos aceptados para ser muestreados.

Los datos obtenidos en campo se capturarán en una hoja de cálculo para su posterior análisis, siguiendo el Formato 1 (Anexo 1).

Comunidad de regeneración

El método de Gentry (1982) se creó para el estudio de la vegetación con un DAP determinado, es decir, para vegetación que tuviera al menos 1.3 m de altura, nivel al que el DAP es medido. En este caso, haremos algunas modificaciones que permitan evaluar, dentro de la comunidad adulta muestreada a través del método de Gentry, a la comunidad de regeneración (i.e. plantas <1.3 m de altura). Sobre cada uno de los 10 transectos de muestreo (50 × 2 m) que conforman una muestra Gentry, se marcarán diez cuadros de 1 m². El centro del cuadro coincidirá con el centro del transecto de Gentry. Los cuadros se ubicarán a los 0, 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35, 40 y 45 m (Figura 2), formando un área total de 100 m² de muestreo por cada muestra Gentry.

Dentro de cada cuadro se registrarán todas las plantas de árboles, arbustos y trepadoras leñosas que sean menores a 1.3 m de altura (medido desde el nivel del suelo hasta el último ápice de crecimiento) y que sus raíces estén, al menos en un 50 %, dentro del cuadro de muestreo.

Para cada individuo se registrarán los siguientes datos: identidad taxonómica y forma de crecimiento (árbol, arbusto o trepadora leñosa). Asimismo, se determinará si el individuo proviene de una plántula, esto si existen rema-

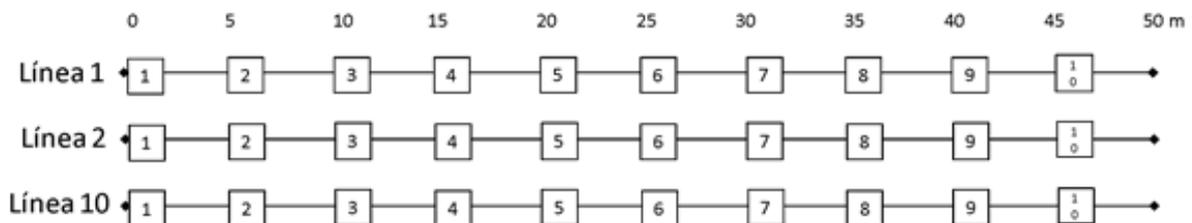


Figura 2. Ubicación de los cuadros de muestreo para la comunidad de regeneración dentro de las líneas del método Gentry. Cada cuadro de muestreo es de 1 × 1 m (1 m²), el punto central del cuadro cae sobre el centro del transecto, el número dentro del cuadro señala el número de la unidad de muestreo, los rombos iniciales y finales indican el inicio y término del transecto de banda de 50 m de largo.

mentes de semilla y/o cotiledones, o si es un rebrote, si se observa que la planta está conectada mediante raíces a otros individuos, o bien que se origina de un remante vegetal, como tocones. También se registrará la altura, medida desde el suelo hasta el último ápice de crecimiento con ayuda de un flexómetro; el diámetro basal medido al ras del suelo con un vernier; en cuanto a la cobertura de la copa, imaginando una elipse, se medirá el diámetro mayor ($D_{>}$) y el diámetro menor ($D_{<}$), y usando la fórmula del área de un elipse se obtendrá la cobertura de copa de cada individuo: $CC_i = \pi \cdot (D_{>}/2) \cdot (D_{<}/2)$. Todas las medidas serán reportadas en centímetros. Estos datos serán capturados en el formato 2 (Anexo 2) para después ser analizados.

Análisis de datos

Para conocer la estructura y la composición florística tanto de la comunidad de adultos como de la comunidad de regeneración de cada ecosistema estudiado, obtendremos algunos atributos de la comunidad vegetal. Estos atributos serán calculados y expresados como valores promedio ($n=3$ transectos de banda por sitio siguiendo el método de Gentry), para una unidad de área de 0.1 ha.

- *Riqueza de especies*. Se refiere al número de especies diferentes encontradas.
- *Densidad de especies (DE)*. Es el número total de individuos que una especie presenta.
- *Frecuencia de especies (F)*. Es el número de unidades de muestreo (p. ej. para las comunidades de regeneración, aquí ejemplificado, $n = 100$) en las que una especie aparece.
- *Densidad de plantas (DP)*. Número total de plantas registradas por unidad de área.

- *Diversidad de especies*. Para explorar de manera visual la diversidad de especies y conocer cuántas especies están presentes en cada ecosistema y cuáles son las dominantes, se construirán curvas de dominancia-diversidad de acuerdo con Magurran (2003).
- *Valor de Importancia Relativa (VIR)*. A través de este índice es posible conocer qué especies son las más importantes de cada una de las comunidades (de regeneración y adultos) usando información sobre la biomasa, la abundancia y la frecuencia de éstas. El VIR para cada especie (i) se calcula usando la siguiente ecuación:

$$VIR_i = DRE_i + FR_i + CFR_i$$

A continuación, se describen los factores usados en la fórmula de VIR, los cuales deberán ser calculados previamente.

Densidad relativa de especies (DRE). Se refiere al número de individuos que una especie (DE_i) contiene en relación a la densidad total de plantas registradas (DP); la suma de todas las densidades relativas de especies debe ser igual a 1. Para cada especie (i) la DRE se calcula como: $DRE_i = \frac{DE_i}{DP}$

Frecuencia relativa de especies (FR). Es la frecuencia (F) que tiene una especie (i) respecto a la suma de la frecuencia de todas las especies; se calcula como: $FR_i = \frac{F_i}{\sum_{i=1}^n F}$

Cobertura foliar relativa (CFR). Esto es la cobertura de la copa que en promedio cada especie (i) desarrolla en estas comunidades en comparación a la cobertura total de la comunidad, se calcula como: $CFR_i = \frac{CF_i}{\sum_{i=1}^n CF}$

Para el componente leñoso, los atributos se obtendrán para: i) toda la comunidad de regeneración en conjunto; ii) para las diferentes

formas de crecimiento: árboles, arbustos y trepadoras leñosas, y por iii) si provienen de plántula o rebrote. Para la comunidad de adultos, únicamente se calculará para las distintas formas de crecimiento (árboles, arbustos y trepadoras leñosas). Para comparar el componente de adultos de los distintos ecosistemas, se establecerán categorías diamétricas y de altura. Para cada una de las comunidades, se cuantificarán el número de individuos y de especies contenido en cada una de las categorías y con estos datos se hará un histograma de frecuencias por ecosistema.

Para saber si la cobertura del dosel está explicando algunos de los patrones observados como la cobertura foliar, la densidad de plantas, la densidad de especies o la diversidad, se

realizarán análisis de regresión, considerando la cobertura del dosel como variable explicativa. Para saber si hay diferencias en el poder explicativo de la cobertura del dosel sobre los atributos en los diferentes ecosistemas, desarrollaremos un análisis de co-varianza (ANCOVA). En el ANCOVA, nuestra variable explicativa será el tipo de ecosistema, nuestra variable de respuesta el atributo que queramos explorar (p. ej. densidad de plantas, densidad de especies) y la covariable será la cobertura del dosel.

Para comparar los atributos evaluados entre los diferentes ecosistemas estudiados realizaremos pruebas sencillas de análisis de varianza (ANOVA), en donde el objetivo es saber si los ecosistemas comparados son iguales o no en cuanto a los atributos de interés.

Bibliografía

- BEGON, M., J. L. HARPER y C. R. TOWNSEND. 1995. *Ecología. Individuos, poblaciones y comunidades*. Ediciones OMEGA. Barcelona, España.
- BONGERS, F., J. POMPA, J. MEAVE DEL CASTILLO y J. CARABIAS. 1988. "Structure and floristic composition of the lowland rain forest of Los Tuxtlas, Mexico". *Vegetatio* 74: 55-80.
- CHALLENGER, A. 1998. *Utilización y Conservación de los Ecosistemas Terrestres de México. Pasado, presente y futuro*. CONABIO. México.
- Conabio. <http://www.biodiversidad.gob.mx/ecosistemas/bosqueTemplado.html>
Último acceso: 18/05/2018.
- GENTRY, A. H. 1982. "Patterns of neotropical plant species diversity". *Evolutionary Biology* 15: 1-84.
- GENTRY, A. H. 1988. "Changes in plant community diversity and floristic composition on environmental and geographical gradients". *Annals of the Missouri Botanical Garden* 75: 1-34.
- KREBS, C. J. 1998. *Ecological Methodology*. Longman. Nueva York.
- MAGURRAN, A. 2004. *Measuring Biological Diversity*, Willey-Blackwell. Nueva York.
- MAGURRAN, A. y B. J. MCGILL. 2010. *Biological Diversity: Frontiers in measurements and assessment*. Oxford University Press. Nueva York.
- MIRANDA, F. y X. HERNÁNDEZ. 1963. "Los Tipos de Vegetación de México y su clasificación". *Boletín de la Sociedad Botánica Mexicana*: 29-179.
- MUELLER-DOMBOIS, D. y H. ELLENBERG. 1974. *Aims and methods of vegetation ecology*. John Wiley & Sons. Minnesota.
- NOSS, R. F. 1990. "Indicators for monitoring biodiversity: a hierarchical approach". *Conservation Biology* 4: 355-364.
- RZEDOWSKI, J. 1978. *Vegetación de México*. Limusa. México.
- ZAR, J. 1999. *Biostatistical Analyses*, 5a ed. Pearson. Massachusetts.

Anexo 1

Formato 1. Diseño de la hoja de cálculo para la captura de los datos obtenidos en campo. Las medidas de DAP y altura deberán de ser registradas en cm.

Sitio				fecha				
tipo de vegetación								
transecto	metro	ind	especie	dap	dap	dap	dap	altura

Anexo 2

Formato 2. Registro de la comunidad de regeneración. Observe que para la comunidad regenerativa se considera el diámetro basal (DB); otros datos a registrarse son forma de crecimiento (FC), Origen (plántula o rebrote) y diámetro mayor (D>) y diámetro menor (D<) de la copa.

Lugar: Cañada Carranza, Xalapa, Ver. Coordenadas: xx° xx' xxx" N; xx° xx' xxx" O; Altitud: 2800 msnm; Tomador de datos: Arturo Gutiérrez López. Fecha: 12/04/2018

Línea	Cuadro	Especie	FC	Altura (cm)	Origen	DB (cm)	D> (cm)	D< (cm)
1	1	Sp1	Árbol	30	plántula	5.5	15	10
1	2	Sp2	Árbusto	50	Rebrote	7.2	25	23.5
1	4	Sp3	Árbusto	5	Rebrote	0.5	1	1
2	2	Sp1	Árbol	10	plántula	1.5	2	3

SEGUNDA PARTE

ECOLOGÍA DE POBLACIONES

Estimación de parámetros en poblaciones en organismos sésiles y móviles

7

Rodrigo Macip Ríos

Laboratorio de Ecología Funcional. ENES Unidad Morelia-UNAM
rmacip@enesmorelia.unam.mx

Violeta Patiño Conde

Laboratorio Nacional de Síntesis Ecológica y Conservación
de Recursos Genéticos. ENES Unidad Morelia-UNAM
violeta@enesmorelia.unam.mx

Introducción

La demografía es la disciplina que estudia de manera estadística a las poblaciones (Gotelli, 2001). Una de sus principales funciones es entender la dinámica poblacional y hacer proyecciones a futuro. La demografía se encarga de estimar las tasas vitales de una población y generar modelos que expliquen y proyecten los cambios poblacionales hacia el futuro o los efectos que tienen las tasas vitales en la dinámica de las poblaciones (Gotelli, 2001). Entre las tasas poblacionales típicas se encuentran el tamaño de la población y su estructura de edades o clases de edad, la supervivencia, la mortalidad, la fecundidad, la permanencia y el crecimiento, entre otros (Caswell, 2001). Uno de los objetivos de la ecología de poblaciones es la descripción de las poblaciones, la cual se puede resumir en determinar tres características básicas: tamaño, densidad y dispersión (Begon *et al.*, 1996). Otras características importantes de una población es la estructura de edades o tallas y la proporción de sexos, cuando se trata de poblaciones dioicas (Krebs, 2009). Describir una población es el primer paso para entender su demografía.

Plantear estudios que describan las poblaciones de organismos es útil para entender los procesos poblacionales y aprender a ejecutar las principales herramientas en el estudio de las poblaciones. En la presente práctica se busca determinar parámetros poblacionales básicos tanto para organismos sésiles (plantas) como para organismos móviles, usando dos estrategias metodológicas distintas.

Por una parte, se trabajará con la metodología de captura-recaptura que puede utilizarse para estimar la densidad de la población y la estructura de tamaños para invertebrados y vertebrados. En particular, para esta práctica se utilizará como ejemplo a dos especies de cangrejos semiterrestres, *Ocypode quadrata* (de playa arenosa) y *Graspus graspus* (de playa rocosa), las cuales son abundantes en la costa del Golfo de México. Un sitio para llevar a cabo la práctica es la estación de campo La Mancha, Municipio de Actopan, Veracruz (Capistran-Barradas y Utera-Lopez, 2006), sitio donde se encuentran los hábitats que ocupa cada una de las especies de cangrejo, no obstante, existen muchas otras localidades en el litoral del Golfo de México en donde se presentan las dos poblaciones.

Por otra parte, en la presente práctica también se incluye una segunda estrategia metodológica “cuadrantes centrados en un punto”. Este método permite estimar el mismo tipo de parámetros poblacionales, estructura de tamaños y densidad, pero para organismos sésiles. En particular, para la práctica se utilizará como ejemplo la cactácea *Echinocactus platyacanthus*, la cual presenta una alta abundancia en la región de Zapotitlán Salinas, Puebla, dentro de la Reserva de la Biosfera Tehuacán-Cuicatlán.

Tipo de preguntas que se pueden responder con estos métodos

Algunas preguntas relevantes que se pueden hacer con los métodos presentados en esta práctica son las siguientes: ¿Existen diferencias en tamaños poblacionales según el tipo de hábitat de las poblaciones? ¿Cómo es la estructura poblacional y proporción de sexos de en especies que ocupan hábitats contrastantes? ¿Cuál es la densidad poblacional de organismos sésiles en ambientes homogéneos?

Objetivos de aprendizaje

Comparar los métodos para llevar a cabo descripciones generales de poblaciones de organismos sésiles y móviles

Procedimiento

Materiales y métodos para organismos móviles

Para llevar a cabo esta práctica de campo se deberá trabajar de manera conjunta, es decir, todos los integrantes del grupo conformarán un solo equipo, con el fin de generar el mayor número de datos posible y tener un tamaño de muestra representativo para hacer la estimación poblacional en el periodo de tiempo que dure la práctica.

Los materiales necesarios para la práctica son los siguientes:

- GPS
- Libreta de campo
- Vernier o calibrador
- Redes para pecera o coladores grandes
- Cubetas para meter los cangrejos
- Pintura o esmalte de uñas para marcar a los cangrejos

La unidad de muestreo está definida por el área de playa arenosa o rocosa a revisar, así como por el tiempo que dure la captura en ambos hábitats. Es importante tener un buen espacio de área de muestreo, y suficiente tiempo y número de personas, esos datos determinarán el esfuerzo de muestreo, el cual deberá ser similar para cada especie de cangrejo. Se plantea que se recorra la playa arenosa en su totalidad o por un tiempo de dos horas, lo que suceda primero. Esto se debe hacer hacia una sola dirección para evitar recapturar a los organismos dos veces en el mismo evento de muestreo. Los individuos de la especie *Ocypode quadrata* (cangrejo de la playa) son diurnos cuando son juveniles y nocturnos cuando son adultos. Por lo tanto, los muestreos se llevarán a cabo en la noche y durante el día para coleccionar adultos y jóvenes. En el caso de *Graspus graspus* (los de las rocas), estos son diurnos y de fácil captura pues sólo se mueven alrededor de la roca donde habitan (Capistran-Barradas y Utera-Lopez, 2006). Se deberán tomar las precauciones necesarias para que se realice el mismo esfuerzo de muestreo.

Se capturarán todos los ejemplares posibles en un recorrido de dos horas o al recorrer la extensión total de la playa en la zona de estudio. Todos los organismos serán medidos en la parte más ancha del caparazón con la ayuda del vernier, esto con el fin de generar una distribución de las tallas en cada una de las poblaciones.

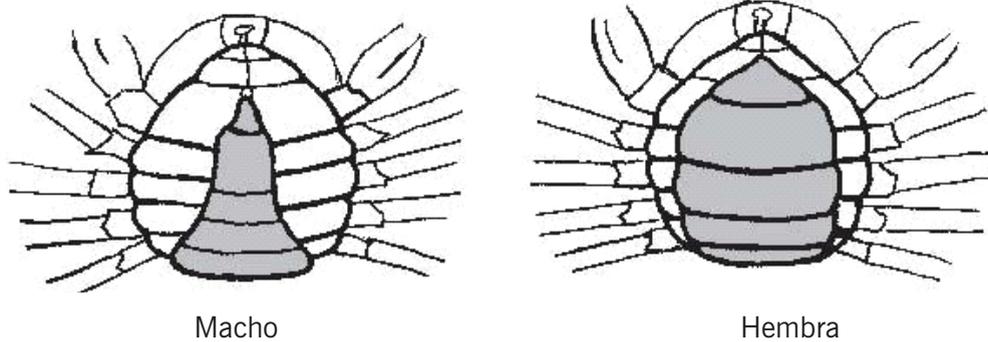


Figura 1. Diferencia del telson entre cangrejos hembra y macho. La parte sombreada indica la forma del telson en hembras y machos.

El sexo de los cangrejos es fácilmente reconocible en los organismos adultos. Los machos tienen el telson en un ángulo agudo o en forma de V, mientras que las hembras lo tienen redondeado o en forma de U (Figura 1). El sexo de los jóvenes y las megalopas (larvas de cangrejo) es imposible de determinar. Estos se incluirán en el muestreo como inmaduros.

Posteriormente, el marcaje consistirá en poner una marca (puede ser un símbolo o un número) con barniz de uñas (de color visible) o pintura indeleble en el carapacho de los cangrejos. Es importante tomar en cuenta los supuestos de los modelos de captura-recaptura a la hora de escoger el tipo de pintura y color de la pintura. Las marcas no deben afectar la supervivencia de los individuos, pero tampoco se pueden perder o caer (en este caso, borrar) con el paso del tiempo, o cuando menos durante el tiempo que dure el estudio. Es importante verificar que el método empleado para marcar a los cangrejos resista el agua salada y la abrasión de la arena durante los días en que se realice el estudio.

Para el segundo evento de muestreo, se deberá repetir el mismo esfuerzo de muestreo del primer evento y capturar el mayor número de cangrejos, lo cual incluirá individuos previamente marcados y algunos no marcados. En el segundo evento de muestreo sólo se medirán

aquellos cangrejos no marcados, mientras que los marcados sólo se registrarán como “marcados”. En estudios a largo plazo, por lo general se miden todos los organismos capturados, ya que es una forma de determinar el crecimiento.

Análisis de datos

La identificación de clases de talla se llevará a cabo por la regla de Sturges (Daniel, 2001), donde, al no conocer la edad de los cangrejos, las clases de talla se determinarán por la distribución de tallas en la muestra.

Al tratarse de sólo dos eventos de muestreo, se deberá escoger el modelo de estimación poblacional que mejor se ajuste a los datos obtenidos (Begon, 1979). El tamaño poblacional se deberá estimar con su respectivo error estándar. La proporción de sexos y estructura de la población se deberá presentar de manera gráfica en un histograma y en la misma figura. Es importante que se pruebe la hipótesis nula de igual número de hembras y machos, es decir, una proporción de sexos de 1:1.

Consejos útiles

- Tomar en cuenta siempre los supuestos de los modelos de captura recaptura.
- Llevar a cabo el mismo esfuerzo de muestreo para cada población. Si el ta-

maño o área del hábitat es distinta, ajustar el muestreo para hacer un esfuerzo lo más similar posible.

Materiales y métodos para la estimación de densidad de organismos sésiles por cuadrantes centrados en un punto:

Para llevar a cabo esta práctica será necesario contar con el siguiente equipo de campo:

- GPS y brújula.
- Cintas para medir de 30 o 50 m.
- Libreta de campo y lápiz
- Banderolas o cinta *flagging*
- Navaja
- Bolsas de plástico pequeñas para tomas muestra de semillas.

El método para determinar la abundancia de *Echinocactus platyacanthus* en la zona de estudio será el “cuadrantes centrados en un punto” (Brower *et al.*, 1997; Southwood y Henderson, 2000; Wheeler *et al.*, 2011). El método consiste en seleccionar un número de puntos aleatorios en el paisaje donde se encuentra la población de estudio y marcar los puntos con banderolas. Cada banderola representa el centro de cuatro cuadrantes que son orientados con ayuda de la brújula. En cada cuadrante se busca el individuo que está más cercano al centro o banderola. En la Figura 2 se muestra el esquema general del método.

Cada equipo establecerá cinco puntos aleatorios en el paisaje. Un aspecto importante es que los puntos no deberán estar cerca, ya que no se debe medir dos veces la distancia a una misma planta, ni debe medirse dos veces la misma planta, puesto que se perdería la independencia del muestreo y pueden hacerse estimaciones erróneas sobre la población. Para ello, los equipos deberán tomar una distancia prudente entre ellos. Es recomendable que se estudien imágenes satelitales (en Google Earth) del sitio para darse una idea de dónde establecer

los puntos. Para aleatorizar los puntos, se puede hacer una cuadrícula sobre la imagen de satélite o sobre un mapa topográfico de la zona, numerarla y sortear los cinco números.

Cuando se hayan elegido cada uno de los puntos, deberán marcarse con el GPS y colocar una banderola o cinta *flagging*. En cada uno de los cuadrantes (NE, NO, SE, SO) se ubicará al sujeto que se encuentre más cercano a la banderola, para ello se utilizará la cinta de medir (Figura 2). Se tomará la distancia con la mayor precisión posible, además, a esa misma planta se le medirán altura y diámetro. Para calcular el diámetro, se deberá primero medir la circunferencia en la parte más ancha de la planta.

Para determinar la fecundidad por individuo se utilizará el siguiente procedimiento: En cada planta medida se deberá buscar y contar el número de frutos, botones o flores en la parte apical. Este número de frutos se multiplica por el número de semillas promedio y ese dato es la fecundidad promedio/planta. Si las plantas son dioicas, entonces se divide el número total de semillas por planta entre dos, ya que, la mitad de las semillas son potencialmente masculinas.

Cada fruto contiene un número determinado de semillas, las cuales varían entre fruto y entre planta, por lo tanto, el número de semillas promedio por fruto deberá ser determinado a partir de una muestra de uno o dos frutos, de tres o cuatro plantas; de esa manera se obtendrá el promedio de número de semillas por fruto. Si la planta no tiene frutos, pero sí botones o flores, estos también son un indicador de la fecundidad. Para el caso de esta práctica, se tomarán como frutos.

Análisis y cálculo de los datos

Para determinar la densidad de individuos en la población estudiada, primero hay que calcular la distancia promedio de cada punto o banderola hacia los cuatro cuadrantes establecidos. Para ello se utilizará la siguiente ecuación:

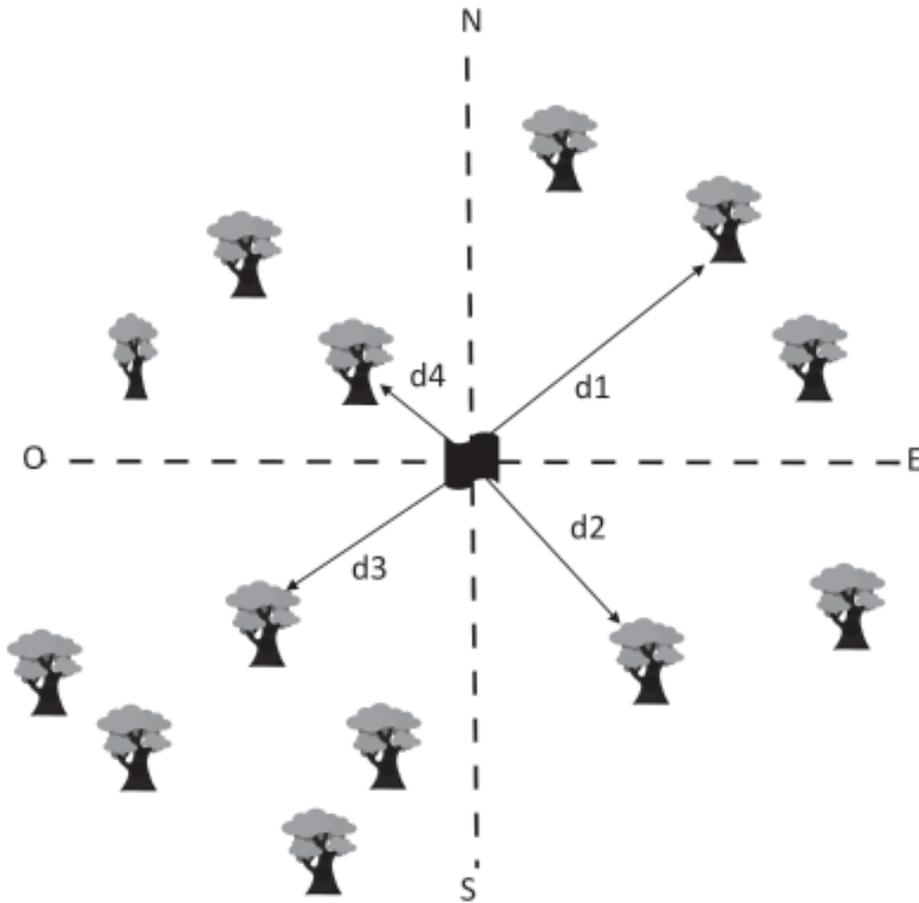


Figura 2. Forma de ubicar la planta más cercana mediante el método “cuadrantes centrados en un punto”. d1, d2, d3 y d4 representan la distancia más corta del punto central (banderola) a cada sujeto por cuadrante.

$$\bar{d} = \frac{\sum di}{\sum n}$$

donde: \bar{d} es la media de las distancias del punto a cada una de cuatro plantas, di es cada una de las medidas de distancia y n es el total de distancias medidas (4).

Posteriormente, la abundancia se calcula mediante el siguiente índice:

$$Abundancia = \frac{1}{(D_2)^2}$$

dónde: D_2 es la media de todas las distancias medias (\bar{d} 's) de las plantas medidas. Por ejem-

plo, si son 20 puntos en los que se midieron las distancias, entonces D_2 será la media de esos 20 promedios (\bar{d}), es decir, es el promedio de las medidas.

Para determinar la estructura de la población se deberán usar el diámetro de las plantas medidas. Los intervalos de talla o tamaño se deberán calcular por medio de la regla de Sturges (Daniel, 2001). Con los datos de estructura de la población, fecundidad y densidad, se podrá generar una conclusión general sobre el estado poblacional de esta cactácea en la zona de estudio.

Bibliografía

- BEGON, M. 1979. *Investigating Animal Abundance. Capture-recapture for Biologists*. Edward Arnold Publishers. Londres.
- BEGON, M., M. MORTIMER y J. THOMPSON. 1996. *Population Ecology. A Unified Study of Animals and Plants*, 3a ed. Blackwell. Oxford.
- BROWER, J. E., J. H. ZAR y C. N. VON ENDE. 1997. *Field and Laboratory Methods for General Ecology*, 3a ed. McGraw-Hill. Nueva York.
- CAPISTRÁN-BARRADAS, A. y M. E. UTERA-LÓPEZ. 2006. "Los cangrejos semiterrestres" en P. MORENO-CASASOLA (Ed.). *Entornos Veracruzanos: La Costa de la Mancha*. Instituto de Ecología A.C. Xalapa, Veracruz. pp. 461-476.
- CASWELL, H. 2001. *Matrix Population Models. Construction, Analysis and Interpretation*, 2a ed. Sinauer. Sunderland, Massachusetts.
- DANIEL, W. W. 2001. *Bioestadística. Base para el análisis de las ciencias de la salud*, 3a ed. Uthea-Noriega Editores. México.
- GOTELLI, N. J. 2001. *A Primer of Ecology*, 4a ed. Sinauer. Sunderland, Massachusetts.
- KREBS, C. J. 2009. *Ecology: The experimental Analysis of Distribution and Abundance*, 6a ed. Benjamín Cummings. San Francisco.
- MORENO-CASASOLA, P. (Ed). 2006. *Entornos Veracruzanos: La Costa de la Mancha*. Instituto de Ecología A. C. Xalapa, Veracruz.
- LEMOS-ESPINAL, J. A., R. I. ROJAS-GONZÁLEZ y J. J. ZÚÑIGA-VEGA. 2005. *Técnicas para el estudio de poblaciones de fauna silvestre*. UNAM-Conabio. México.
- SOUTHWOOD, T. R. E. y P. A. HENDERSON. 2000. *Ecological Methods*, 3a ed. Blackwell. Malden, Massachusetts.
- WHEATER, C. P., J. R. BELL y P. A. COOK. 2011. *Practical Field Ecology. A Project Guide*. Wiley-Blackwell. Oxford.

Radioteleimetría como una herramienta para los estudios de campo con vida silvestre

8

Michael T. Jones

Herpetólogo Estatal de Massachusetts,
División de Pesquerías y Vida Silvestre
Director del American Turtle Observatory
mtjones@bio.umass.edu

Introducción

La radioteleimetría es la técnica que involucra el rastreo de algún animal con un equipo de radio VHF (Frecuencia Alta). Esta técnica ha sido ampliamente utilizada por biólogos y manejadores de la vida silvestre para llevar a cabo estudios complejos sobre el movimiento, ámbito hogareño, uso del hábitat, reproducción, supervivencia y la estructura demográfica en las poblaciones de animales silvestres.

Rastrear un animal con el equipo de radio es una habilidad que se debe aprender en campo y bajo una serie de condiciones ambientales distintas. Por ejemplo, existe una gran gama de equipos disponibles, así como diferentes combinaciones de receptores, antenas y transmisores que generan una señal distinta en diferentes condiciones ambientales.

Patrones de movimiento

Una de las aplicaciones más obvias de la radioteleimetría es determinar los patrones de uso del espacio y tiempo, especialmente permite determinar las dimensiones reales del área que

ocupa un animal y la frecuencia de sus movimientos en un hábitat determinado. Algunas mediciones del movimiento de los animales pueden ser el intervalo lineal entre dos puntos, la distancia diaria recorrida, las tasas de velocidad, la direccionalidad y la sinuosidad de los movimientos. Al estimar estas mediciones a partir de la telemetría, es posible determinar los patrones de movimiento de los organismos, incluidos los patrones diurnos y nocturnos, la resistencia hacia ciertos tipos de vegetación o cobertura vegetal, así como los patrones de dispersión.

Estructura del ámbito hogareño

El ámbito hogareño es el área que más usa un animal en un tiempo determinado, el cual puede variar en una misma temporada, o hasta por el resto de su vida. Los animales pueden exhibir una alta fidelidad por un sitio, o bien, una fidelidad por un ámbito hogareño, mostrando altas tasas de solapamiento en su ámbito hogareño a través de los años. Alternativamente, los organismos pueden usar un área nueva cada año y eventualmente regresar a un ámbito ho-

hogareño usado en el pasado. El tamaño, estructura y fidelidad del ámbito hogareño puede variar también por la edad o el sexo, además, puede haber variación estacional o anual a través de la vida de los organismos. De cualquier modo, resulta esencial entender la estructura y los patrones que definen el ámbito hogareño de los animales para poder manejar y conservar correctamente a las poblaciones animales.

Uso del hábitat

En la mayoría de los casos, cuando se trata del manejo de especies de importancia económica (cinegética) o amenazadas, es importante entender cuáles son sus requerimientos de hábitat. Es recomendable reconocer si el organismo bajo estudio es generalista, es decir, habita en un amplio intervalo de condiciones ambientales, o bien si es especialista y sólo se encuentra en un intervalo reducido de condiciones ambientales en su hábitat. Del mismo modo, es importante conocer si la especie en cuestión está asociada a tipos de vegetación en específico, características geológicas o condiciones fisiográficas. En algunas ocasiones, las especies estudiadas son más detectables en cierto tipo de hábitat, lo cual sesga el entendimiento de sus requerimientos reales; con el uso correcto de la telemetría ese sesgo se reduce al mínimo, pues el método plantea una misma detectabilidad.

Otras aplicaciones

Otras aplicaciones de la radiotelemetría son la detección de áreas de hábitat importantes, es decir, permite reconocer la frecuencia y el tamaño de áreas dentro del hábitat que un organismo usa para anidar, asolearse, alimentarse, etcétera. Cuando se pretende determinar aspectos del comportamiento de los animales que involucran su alimentación, la búsqueda de pareja, el cortejo, la cópula, la anidación, etcétera, sólo

es posible hacerlo a través de estudios de telemetría, la cual permite ubicar con precisión a un organismo para observar y documentar dichos comportamientos. A su vez, con esta técnica, se pueden entender las respuestas estacionales asociadas a la variación en el clima o a la disponibilidad de alimento.

Con la radiotelemetría se pueden documentar las interacciones con otras especies y con organismos de la misma especie, aspectos que en algunos animales es casi imposible sin un seguimiento continuo. Otra aplicación común se da en los estudios demográficos, donde se puede estimar la supervivencia a partir los datos de localización conocidos, así como localizando organismos que no se pueden capturar con trampas u otras técnicas debido a sus hábitos. Por ejemplo, usando la radiotelemetría se puede usar la técnica de muestreo de bola de nieve adaptada a localizar animales, un individuo, conocido como “Judas”, el cual llevará a localizar otro individuo, ya que los organismos de una misma población buscan las mismas condiciones ambientales.

En esta práctica se intentan resaltar los conceptos básicos y las consideraciones para rastrear animales usando radiotelemetría, la cual permite observar, rastrear y registrar datos que otras técnicas de estudio en campo permiten.

Materiales y métodos

Equipo requerido

Receptor

El receptor es usualmente el componente más costoso del equipo de telemetría, sin embargo, todos los receptores llevan a cabo la misma función. Es importante considerar que cada modelo de receptor presenta un intervalo de radioseñal distinta a diferente ganancia y a diferente volumen. La mayoría de los receptores no son a prueba de agua, así que se recomienda mante-

nerlos completamente secos. La ganancia o poder de ganancia está relacionada con la precisión en la detección de la señal de una frecuencia de radio. A menor ganancia, el receptor detectará la señal de los transmisores a mayor distancia, pero con menos direccionalidad, a mayor ganancia, la detección será más limitada, pero con una mejor direccionalidad. El volumen es la intensidad a la que se detectan los pulsos de los radiotransmisores.

Transmisores

Existen muchas consideraciones que pueden determinar qué radiotransmisores son mejores para cada estudio, estos incluyen el costo, el tamaño y el método de fijación al animal (collar, implante, pegado externo, etcétera). La consideración más importante es el peso y las dimensiones del transmisor, pues para cada grupo taxonómico existen especificaciones sobre las cuales se pueden usar transmisores. Para algunos organismos como las tortugas, los transmisores deben ser menores al 10% de la masa corporal. Es importante también considerar la frecuencia de los transmisores, ya que se debe estar seguro de que las frecuencias de los transmisores sean compatibles con el intervalo de frecuencias que reciben el receptor y la antena.

Existen muchas opciones de transmisores en cuanto a batería (litio o alcalinas), ciclo de trabajo (24 horas seguidas, cada 12 u 8 horas, etcétera) y “bips” por minuto, los cuales tienen un efecto en la duración de la batería. Otras consideraciones incluyen la presencia de una antena, reforzamientos especiales (acero o aluminio), la capacidad de reprogramar y reacondicionar el transmisor, así como hacerlo a prueba de agua. Finalmente, el costo por transmisor es de mucha importancia. Los costos reales de los componentes del equipo de radiotelemetría son bajos, no obstante, el precio final se incrementa mucho por el costo de mano de obra y por el margen de ganancia.

Adhesivo

Para los radiotransmisores que son pegados externamente (como en el caso de tortugas, murciélagos, insectos, etcétera) es posible usar resinas acrílicas o epóxicas como Plasti-Loca®. Si se usan epóxicas, se debe limpiar muy bien la zona donde se pegarán los transmisores, de ser posible con alcohol. La superficie donde se va a pegar el transmisor debe estar completamente seca antes de fijar el transmisor. Si sólo se van a rastrear organismos por poco tiempo, se pueden usar cintas como Tegaderm®, o Gorilla Tape®, estas también son útiles incluso para serpientes grandes.

Equipo GPS

Un equipo de geoposicionamiento global es fundamental, pues con él se registrará la posición del organismo rastreado. Además, el GPS permite el almacenamiento de los datos y la transmisión de los datos libres de error a la computadora. El GPS tiene un error intencional en cada medición, el cual es estándar y debe ser considerado cuando las localizaciones requieren de gran precisión. Es importante recordar que la lectura del punto de georreferencia se debe tomar cuando el GPS indique la mayor precisión posible.

Misceláneos

Llevar a cabo estudios a gran escala que incluyan radiotelemetría requieren eficiencia en el trabajo de campo. Para facilitar el trabajo en el campo, es útil llevar artículos suplementarios como cables de repuesto, baterías nuevas, adhesivos extra y radiotransmisores extra.

Diseño de un estudio con radiotelemetría

Diseño del estudio, selección del sitio y selección de ejemplares

Existe una gran cantidad de consideraciones para diseñar el estudio ideal con sesgos mínimos y el mayor poder exploratorio. Existen consideraciones que son críticas. La selección del sitio y la selección de cada individuo tendrán muchas repercusiones para la aplicabilidad e interpretación de los resultados. Por lo general se debe seleccionar un sitio de estudio en el que no existan condiciones que limiten el funcionamiento de los equipos de telemetría, es decir, donde haya un mínimo de antenas de alta frecuencia, repetidoras y estructuras metálicas que afecten la radiofrecuencia, así como un sitio donde las bandas de radio sean limitadas. Los sitios de estudio cerca de aeropuertos, zonas militares e industrias pueden complicar la transmisión de los datos.

Una aproximación aleatoria al sitio seleccionado es lo mejor, sin embargo, no siempre es posible. De cualquier modo, es importante que se pueda definir bien el área donde se moverán los organismos y la población estadística sobre la cual se llevará a cabo la inferencia. En otras palabras, es necesario tener una buena idea de la geografía y topografía del sitio de estudio, así como de los hábitats potenciales en donde se moverán los organismos. Del mismo modo, es también importante mantener una proporción de sexos 1:1 en el número de organismos a los que se les dará seguimiento con los radiotransmisores. Para el uso de los radios también se deberá considerar la clase de edad, es decir, procurar que siempre se pongan radios en el mismo número de organismos del mismo sexo y de la misma clase de edad o talla.

Frecuencia de las localizaciones

Idealmente, un estudio piloto puede dar información sobre con qué frecuencia se pueden relocalizar los animales usando radiotelemetría. Si un animal es relocalizado o ubicado muy seguido, el investigador puede causar que el animal actúe diferente de lo que lo haría de manera

natural, pero, si las relocalizaciones son poco frecuentes, entonces se podrían omitir las áreas clave del ámbito hogareño. Se pueden usar curvas de acumulación para saber si la frecuencia del muestreo está generando muestras representativas del uso del espacio o si es necesario incrementar la frecuencia de localizaciones. Es importante mencionar que la frecuencia de localización depende de cada sistema de estudio y población, así como de la temporada del año. Algunos organismos estivan o hibernan, lo cual limita sus movimientos en el paisaje.

Otras consideraciones

Antes de empezar cualquier estudio es importante tener en cuenta los permisos de colecta y cuidado animal. Todos los animales capturados deberán ser tratados según las normas vigentes en el sitio donde se lleva cabo el estudio. Por otro lado, al trabajar con animales vivos es importante tener un protocolo de descontaminación cuando se trabaja en distintos sitios. Existen patógenos que son fácilmente transportables entre sitios de trabajo. Otro aspecto importante son los métodos de captura, estos también deberán estar dentro de los estándares legales y éticos para la investigación con animales vivos. La manipulación o el “manejo” de los organismos para los estudios de telemetría implican un cuidado especial y la reducción al mínimo del estrés, pues eso afecta potencialmente el comportamiento de los organismos.

Manejo de datos y análisis

Manejo de datos (Google, Excel, Access, Arc) y datos compartidos

Existen muchas plataformas de manejo de datos, las más comunes son Microsoft Excel, Microsoft Access y las de ESRI como ArcGIS, así como una serie de equivalentes en paquetería libre. Independientemente de la plataforma que

se escoja, es importante manejar los datos de manera cuidadosa, ya que los datos de telemetría son datos geográficos, en los cuales cualquier mínimo error modifica de manera importante la proyección de los datos. Es importante tomar notas detalladas de cada punto de localización, lo cual puede hacerse en una libreta de campo o bien en formatos bien estandarizados. El uso de papel a prueba de agua (Rite-in the Rain) es una buena opción para minimizar el riesgo de dañar los formatos. Se recomienda registrar lo más pronto posible los datos en la computadora, preferiblemente la misma semana en que se tomaron, de esta manera es relativamente sencillo conseguir información faltante o localizar a los organismos perdidos. Es importante también validar que los datos estén bien capturados, es decir, llevar a cabo una especie de control de calidad de los datos, lo cual implica la proyección de los datos en alguna plataforma como Google Earth, ArcGIS o QGIS, donde con facilidad se pueden identificar aquellos datos mal capturados o mal medidos en campo.

Un punto importante es el formato de los datos. Los datos geográficos se pueden tomar en varios formatos, por ejemplo: decimales, geográficos, UTM, o algún otro sistema. Dependiendo el estudio, algunos formatos son más útiles, por ejemplo, los datos en formato UTM son muy útiles para estimar distancias en metros y áreas. En algunos estudios puede ser necesario que se compartan los datos entre investigadores y entre plataformas de datos. En esos casos es importante considerar la seguridad de los datos. Documentos en línea, como los de Google o JotForm son útiles para trabajar la información entre varios usuarios, al igual que las aplicaciones móviles de los sistemas de información geográfica.

Análisis de datos

Existe una gran cantidad de recursos disponibles para el análisis estadístico de datos de ra-

diotelemetría de animales. Generalmente, la mayoría de los análisis puede hacerse en la plataforma del lenguaje R, incluyendo los análisis exploratorios y la prueba de supuestos para hacer estadística paramétrica. Un paquete de uso muy extendido es adehabitat (Calenge, 2006), sin embargo, hay otros paquetes como momentuHMM (McClintock and Michelot, 2018) o recursos electrónicos como rhr (Singer y Balkenhol, 2015).

Existen numerosos estimadores de ámbito hogareño; uno de ellos es el polígono convexo mínimo, así como la estimación del ámbito hogareño por kernels. La ecología del paisaje provee herramientas y un marco teórico útil para evaluar e interpretar los resultados de algunos estudios hechos con radiotelemetría. Dependerá de la cantidad y calidad de los datos los tipos de análisis que se puedan llevar a cabo. La mayoría de los paquetes mencionados anteriormente, así como los recursos electrónicos, incluyen pruebas de control de calidad de los datos para tomar decisiones sobre el mejor tipo de análisis posible.

Terminando un estudio de radiotelemetría

Al final de un estudio de radiotelemetría, los estándares éticos dictan que el investigador quite los radios y otro equipo de campo de los animales y del sitio de estudio. Si se está estudiando una especie longeva y se pretende seguir con el trabajo, es importante considerar programar los radios con un ciclo de trabajo más largo, lo cual extenderá de manera significativa la vida de la batería (el doble si se usan ciclos de 12 horas). Otra opción es cambiar los radios antes de que se terminen las pilas.

Alternativas a la radiotelemetría

Sistema de geoposicionamiento global o GPS

Existe un campo emergente de GPS con registradores de datos que puede sustituir a la ra-

dioteleetría, estos son muy útiles y los hay en varios formatos. En algunos ambientes (marinos) son prácticamente la única opción, no obstante, el precio puede ser una limitante. Existen también diferentes opciones para organismos terrestres; algunos sistemas permiten monitorear desde una computadora conectada a internet el movimiento de los animales, en tanto otra opción intermedia implica recuperar el dispositivo y descargar los datos almacenados en un registrador de datos.

Bobinas de hilo

Para organismos terrestres o semiterrestres, a veces es posible rastrear a los animales que hacen movimientos pequeños, usando una bobina con hilo, esta se adhiere al animal y mientras este se mueve va dejando un rastro de hilo, el cual se va enredando en la vegetación o en estructuras por donde se desplaza el organismo. Es importante remover siempre la bobina del sitio de estudio para evitar que se enrede con otros organismos. Por lo general las bobinas sirven para seguimiento de uno o dos días

únicamente. Un ejemplo del uso de esta técnica es la de monitorear los sitios de anidación en tortugas alrededor de un estanque.

Transpondedor Pasivo Integrado o PIT tags

Los transpondedores pasivos integrados, mejor conocidos como PIT tags, son dispositivos muy pequeños que se colocan de manera subcutánea y pueden ser detectado a una distancia de pocos centímetros. Son de bajo costo y pueden ser comprados masivamente. Son útiles cuando se sabe que los animales se mueven en un área estrecha, como un pequeño arroyo o cuerpo de agua, lo que permite fijar antenas y registradores de datos que registren el momento en el que un organismo pasa por un punto de control (antena). Tienen ventajas importantes, como el no requerir de una batería, pues obtienen la energía necesaria del lector únicamente cuando son “escaneados”, también pueden ser usados como marcas para organismos en los que el marcaje es muy complicado o no es permanente, como en el caso de las salamandras.

Bibliografía

- SIGNER, J. y N. BALKENHOL. 2015. “Reproducible home ranges (rhr): A new, user-friendly R package for analyses of wildlife telemetry data”. *Wildlife Society Bulletin*. doi: 10.1002/wsb.539
- CALENGE, C. 2006. “The package ‘adehabitat’ for the R software: a tool for the analysis of space and habitat use by animals”. *Ecological Modelling* 197: 16-519.
- MCCLINTOCK, B. T. y T. MICHELOT. 2018. “momentuHMM: R package for analysis of telemetry data using generalized multivariate hidden Markov models of animal movement”. <https://cran.rproject.org/web/packages/momentuHMM/vignettes/momentuHMM.pdf>.

15 “Reglas” de la Radioteleetría

(Mike Jones, Liz Willey, Jonathan Mays y Brad Compton)

- (1) Cuando no se detecta una señal de radio, recordar que el animal probablemente no está muerto y que el radio está funcionando bien.
- (2) Si en un estudio un animal hace un movimiento largo e inesperado hacia el norte, es probable que se esté moviendo al norte. Si no se puede detectar la señal cuando se regrese a buscar de nuevo, habrá que ir al norte (o hacia la dirección donde se tenga una tendencia).
- (3) Si se escucha la señal, entonces se puede localizar al animal. Es importante priorizar a los animales que se mueven inusualmente lejos, pues se seguirán moviendo por afuera del alcance de la señal.
- (4) Los radiotransmisores prendidos en la mochila interfieren con otras señales y producen un “bip” fantasma. Si interfieren con el trabajo hay que dejarlos en algún lugar donde luego se puedan encontrar o apagarlos. Es importante recordar que en algunos casos el imán reinicia el ciclo de trabajo.
- (5) Si parece que el animal se movió muy lejos o a un lugar improbable (cruzó un río muy grande), lo primero que se debe hacer es explorar las posibilidades más sencillas. El animal puede estar del otro lado de una colina, enterrado, en una madriguera.
- (6) Es posible aprender el comportamiento de cada animal y recordar sus movimientos previos. Habrá que reconocer las “personalidades” de cada organismo seguido con radiotransmisores y entender qué prefieren hacer.
- (7) Si un animal está perdido y no da pistas de haber hecho un movimiento muy grande, es útil intentar lo siguiente:
 - (a) Las radiofrecuencias se desplazan en el espectro de frecuencia hacia arriba o hacia abajo de manera ocasional por algunos cientos de mHz. Si una señal desaparece, es útil mover la frecuencia hacia arriba y hacia abajo en el selector, por ejemplo: mover de 150.1200 hacia abajo a 150.1170 y mover hacia arriba a 150.1230 (incluso más).
 - (b) En ocasiones raras el ciclo de trabajo del radio se puede reiniciar; esto puede suceder en una tormenta eléctrica o de manera accidental. Si un animal está verdaderamente perdido, entonces se tendrá que revisar la última localización en diferentes horas en un ciclo de 24 horas.
 - (c) Una opción es trabajar en círculos concéntricos a partir de la última localización.
 - (d) Buscar la señal en 360° desde una posición alta. Las colinas, árboles y techos de los autos son útiles.
 - (e) Manejar por todos los caminos en el área con la antena en la ventana puede ayudar a encontrar la señal. Detenerse en algunos sitios y usar una pértiga o el techo del auto para ganar altura también funciona.
- (8) Moverse todo el tiempo es importante y útil. El receptor y la antena pueden no encontrar la señal si uno sólo se queda parado en un sitio. Habrá que moverse de 20 a 50 metros en varias direcciones para tener un indicador claro de la dirección y la distancia en la que se encuentra el animal. Debido a que hay otras señales en el campo, es posible tener interferencia o señales confusas sobre hacia qué dirección se tiene que mover el observador.

(9) Es importante estar pendiente del paisaje donde se está rastreando a los animales. Las paredes de roca y los cuerpos de agua pueden rebotar la señal de radio. El animal puede estar bajo el agua o en madrigueras, la señal se comportará de manera distinta si está en la superficie. En ciertos sitios, el tráfico aéreo y/o ejercicios militares pueden distorsionar o bajar la señal.

(10) En un mismo sitio se puede tener una idea de dónde están todos los animales si la señal es buena. Esto es importante para ganar tiempo. Se puede empezar con la señal más fuerte y seguir hacia las otras. En algunos sitios es posible hacer un mapa mental de dónde pueden estar los animales si se tiene la señal. De esta forma se hace más eficiente la búsqueda. Esto es un ejercicio de buscar en el circuito más simple.

(11) Hay que proteger el cable de la antena al receptor. Si se tiene dudas sobre la integridad del cable, usar otro. El cable es la parte más débil del sistema. Siempre hay que llevar cables extra.

(12) Hay que estar consciente de los peligros que puedan destruir o descomponer los radio-transmisores (autos, tractores fuego, etcétera). Si un animal se mueve cerca de un camino o en sitios que se incendian y la señal falla, habrá que buscar los restos del animal para tener certeza de lo sucedido.

(13) Mantener el receptor seco. Si se moja hay que quitar las baterías y secarlo por completo. El ventilador del auto funciona para secarlo. Hay que proteger el receptor durante las tormentas eléctricas. Es útil llevar bolsas herméticas para guardar el receptor durante la lluvia.

(14) Siempre recordar el principio de parsimonia cuando se trabaja con animales con radio-transmisores. La explicación más simple es casi siempre la más probable.

(15) Divertirse. Hay que disfrutar la oportunidad de rastrear animales y observar sus movimientos día a día.

Monitoreo poblacional en cocodrilos a partir de conteos nocturnos

9

Gabriel Barrios Quiroz

Centro de Investigación y Experimentación
de Alternativas Agroecológicas (CIEA) A. C.
barriosg910@gmail.com

Mauricio González Jáuregui

Instituto de Ecología, A. C.

Introducción

El monitoreo es el procedimiento mediante el cual se evalúan los cambios en una población en el tiempo. Esta es una de las principales herramientas para evaluar la “salud” de la población o la efectividad del aprovechamiento sustentable sobre la misma, garantizado así la conservación de la naturaleza, en tanto se satisfacen las necesidades básicas de las comunidades que dependen de los cocodrilos.

Para este propósito, es necesario recolectar, analizar y contrastar la información en el tiempo, partiendo de la información base generada al inicio del monitoreo, y posteriormente, a través de muestreos, se hace un seguimiento de los cambios en los valores de los parámetros que caracterizan a la población objetivo (González Jáuregui *et al.*, 2017). Para ello se requiere evaluar periódicamente estos parámetros poblacionales o indicadores de cambio, lo que permite identificar efectos, ya sean negativos o positivos en la población, garantizando así el bienestar y la permanencia de la población en el sitio (Ross y Godshalk, 1977), todo lo cual debe ubicarse en un esquema bien integrado

de manejo adaptable (comúnmente referido como manejo adaptativo).

El uso de algunos parámetros poblacionales como indicadores permite conocer las tendencias generales de todas las variables poblacionales, lo que las convierte en herramientas que permiten tomar decisiones de manejo eficaces y eficientes encaminadas a un aprovechamiento sustentable, a la protección de la especie en su hábitat natural y a evitar la remoción, o eventualmente hasta la extirpación local de las poblaciones de cocodrilos (Brambila-Navarrete, 2006; Cupul-Magaña, 2009).

El objetivo del monitoreo es orientar los esfuerzos hacia la adquisición de información suficiente que permita seguir las tendencias generales de un sistema y tomar decisiones, por lo que el muestreo de indicadores a lo largo del tiempo es de vital importancia para el conocimiento y conservación de la biodiversidad, y en este caso en particular, para la supervivencia de las poblaciones de cocodrilos.

Las tres especies de cocodrilos que habitan en México son especies que se encuentran bajo protección especial en toda su distribución en el país, ya sea por la presión debido al valor

de los productos derivados de ellos, por los “daños” que producen a la salud humana, y a los animales de granja o a las mascotas, o por la destrucción de su hábitat y la contaminación.

Es necesario conocer el tamaño de las poblaciones de cocodrilos, así como la dinámica de las mismas para implementar programas de conservación, manejo y aprovechamiento pertinentes que garanticen la permanencia de estas especies en su hábitat, la satisfacción de las necesidades de los pobladores locales y la convivencia de los cocodrilos con los humanos y sus actividades productivas.

Para establecer un programa de monitoreo de cocodrilos es necesario generar cierta información básica, para posteriormente dar seguimiento a los procesos demográficos que afectan a las poblaciones de cocodrilos. Uno de los métodos más utilizados para alcanzar este fin, es mediante conteos nocturnos.

Para estimar la densidad poblacional se han utilizado métodos directos e indirectos. Entre los métodos directos se encuentran los conteos por transecto y la estimación por captura-marca-recaptura, en tanto que para los indirectos, se ha utilizado el conteo de huellas, excretas y madrigueras. Los métodos se seleccionan de acuerdo con las facilidades en el campo, así como con el tiempo y presupuesto disponibles. La abundancia se puede medir principalmente de tres formas: censo o número de animales presente en una población; densidad absoluta, o número de animales por unidad de área y densidad relativa o número de animales en una población con relación a otra (Romero, 2011).

Los cocodrilos presentan su mayor actividad durante la noche, por lo tanto, sus ojos están bien adaptados para reflejar la luz y permitirles una muy buena capacidad visual en la oscuridad. El *tapetum lucidum* refleja en rojo la luz de lámparas adecuadas y los hace relativamente fáciles de identificar cuando nadan con la cabeza por fuera de la superficie del agua; una vez ubicados, es posible acercarse lo sufi-

ciente como para poder hacer una estimación aproximada (cualitativa) de su tamaño (p. ej. cría, juvenil o adulto). En general, un monitoreo debe ser capaz de detectar cambios graduales en las poblaciones, al menos *grosso modo* (Sutherland, 1996).

Tipo de preguntas que se pueden responder con estos métodos

Algunas de las preguntas que se pueden responder usando el monitoreo nocturno de cocodrilos son las siguientes: ¿Cuántos individuos hay en un determinado sitio? ¿Cuál es la densidad de cocodrilos en un cuerpo de agua? ¿Cómo está conformada la estructura poblacional de los cocodrilos en determinado cuerpo de agua? y ¿cuál es el nivel de “detectibilidad” de los cocodrilos en dicho ambiente?

Objetivos de aprendizaje

Aprender técnicas para la observación, y métodos de muestreo y seguimiento de las poblaciones de cocodrilos.

Objetivos específicos

- Identificar y contar cocodrilos en la noche por medio de un recorrido en un embalse o a lo largo de un cuerpo de agua.
- Sistematizar la información adquirida durante los muestreos nocturnos.
- Estimar los principales indicadores poblacionales a partir de la información obtenida en campo.

Procedimiento

Materiales y métodos

Por lo general es necesaria una embarcación pequeña de fondo plano impulsada por remos o motor fuera de borda, de ser posible un motor

eléctrico (troleador), tanque de combustible, bidón, manguera, remos, chalecos salvavidas y cámara fotográfica. Lámparas de cabeza de luz dirigida de cuando menos 1000 candelas, pilas y repuestos de ambas. Lápiz, goma y sacapuntas, libreta de campo o formatos de campo para la toma de los datos de la Detección Visual Nocturna (DVN), así como de datos básicos accesorios como: nombre del sitio, fecha del recorrido, hora de inicio y fin del recorrido, temperatura del aire y agua al inicio y fin del recorrido, y profundidad del agua al inicio y al final (Anexo 1), GPS para obtener coordenadas de inicio y fin del recorrido y cuadro con la estructura de tallas de las diferentes especies mexicanas (Figura 1).

Métodos de monitoreo poblacional

Los muestreos para la adquisición de la información se realizarán conforme al método estándar de Detección Visual Nocturna (DVN; Sánchez-Herrera *et al.*, 2015). La DVN es quizá el método más ampliamente difundido, pues es muy útil para estimar parámetros relacionados con el tamaño y estructura de la población. Esta técnica consiste, en términos generales, en la búsqueda intensiva de cocodrilos, siguiendo una ruta de longitud previamente determinada, mediante recorridos en una embarcación con un observador en la proa, quien ilumina buscando el reflejo de la luz en el *tapetum lucidum* de los ojos de los cocodrilos. La información detallada del método se encuentra en el *Manual de procedimientos del programa de monitoreo del cocodrilo de pantano* publicado por CONABIO (Sánchez-Herrera *et al.* 2011). En resumen, el método se puede definir de la siguiente forma:

- Embarcación para cuatro personas (observador, capturista, motorista y persona de apoyo, aunque también se puede hacer caminando a lo largo de un cuerpo de agua, siempre teniendo precaución con los cocodrilos).

- Tener la ruta preestablecida y una línea imaginaria ya definida dentro del cuerpo de agua.
- Verificar que se cuente con todo el equipo necesario (lámparas de cabeza, formatos de campo, lápiz, goma, sacapuntas y repuestos de todo lo anterior, GPS y en su caso cámara fotográfica).
- El recorrido se debe de realizar en noches de luna nueva en completa oscuridad para tener mejores avistamientos.
- Se debe realizar con un ritmo constante de aproximadamente 10 km/h.
- El observador deberá dirigir el haz de luz siempre al frente y en un ángulo de hasta 90°, nunca se debe observar hacia atrás, ya que se corre el riesgo de contar al mismo cocodrilo dos veces.
- Se debe de tratar de cubrir todo el espejo de agua con el haz de luz.
- Una vez logrado el avistamiento, el espécimen se debe de asociar con una clase de talla e incluirla en el formato de campo (Anexo 1).
- Si no se logra establecer la clase de talla se determinará como “sólo ojos”.
- Se debe mantener silencio durante todo el recorrido, ya que los cocodrilos son muy sensibles al ruido y tienden a esconderse.

Indicadores

Un indicador se define como una característica específica y cuantitativa que puede ser usada para mostrar los cambios en un sistema. Son variables sensibles a los cambios en la dinámica y tamaño poblacional que permiten, mediante una evaluación rápida, detectar impactos en la población. Por lo tanto, los indicadores seleccionados deben permitir identificar cualquier variación en la población que admitan evitar un daño en la misma (Tabla 1).

Para realizar el análisis de los indicadores es necesario contar con información básica (primer muestreo, monitoreo cero o información generada en el pasado), y afinarla con las tendencias de los indicadores generados a partir de los datos obtenidos de los recorridos DVN de los años siguientes, de esta forma será posible determinar el impacto (positivo, neutro o nega-

tivo). Para los fines de una práctica de campo, esto se puede ajustar al monitoreo de varias noches o de visitas periódicas al mismo sitio.

A partir de los datos obtenidos con los muestreos, se estimarán los siguientes parámetros como indicadores de la situación de la población:

Tabla 1. Indicadores DVN de cambio en la población seleccionados para este caso.

Indicador de cambio (Parámetros)	VARIABLES DEL INDICADOR
a) Tamaño de la Población \hat{N}	1. Tasa de encuentro –TE <ul style="list-style-type: none"> ● Número de cocodrilos avistados/Longitud del transecto o ruta ● Abundancia estimada 2. Fracción visible
b) Estructura de la población	3. Frecuencia por clase de talla 4. Pirámide poblacional <ul style="list-style-type: none"> ● Para las dos variables se emplea el número de cocodrilos observados por cada clase de edad

a) Tamaño de la población (tasa de encuentro-TE y abundancia estimada- \hat{N})

La densidad de la población es una estimación o indicador del tamaño poblacional, la cual consiste en una medición relativa del número de ejemplares por unidad de área o espacio. La tasa de encuentro (TE) es utilizada ampliamente a nivel mundial. Este indicador puede ser una medida indirecta de la densidad poblacional y, por tanto, del tamaño de la población. La TE en recorrido lineal se ha empleado debido a la dificultad práctica para mantener una cuenta sistemática de individuos avistados, con referencia al área de un cuerpo de agua, que se define como:

$$TE = \frac{n}{D}$$

dónde: n = número de cocodrilos avistados en el recorrido de DVN y D = distancia recorrida en km lineales en ese recorrido.

La abundancia es otro indicador del tamaño de la población. En el caso de los cocodrilos, esta puede ser estimada a partir de la tasa de encuentros de los DVN ajustados por la estimación de la fracción visible de ejemplares de la población (Messel *et al.*, 1981).

La abundancia estimada (\hat{N}) se define como:

$$\hat{N} = \frac{\bar{n}}{FV}$$

dónde: n es el número medio de ejemplares avistados en todos los recorridos de DVN y FV es la fracción visible.

La fracción visible (*FV*) que consiste estimar la proporción de ejemplares observados en un DVN (encuentros) con respecto al total de ejemplares presentes en el sitio. Los ejemplares no son observados en un recorrido de DVN debido a que pueden estar ocultos entre la vegetación, sumergidos o simplemente más allá de la capacidad de iluminación de la lámpara o de la capacidad individual de observación del observador (Morales-Betancourt *et al.*, 2013).

Para estimar la fracción visible (*FV*) se requiere contar con al menos cinco recorridos DVN (Escobedo-Galván, 2003) y se puede definir como:

$$FV = \frac{(1 - DE^2)}{\bar{n}}$$

donde: *DE* es la desviación estándar del número de encuentros en todos los recorridos DVN y *n* es número medio de encuentros en todos los recorridos DVN

Para estimar la fracción no visible de la población (*FNV*), sólo se requiere calcular el inverso de la fracción visible, es decir:

$$FNV = 1 - FV$$

a) Estructura de tallas

Entender la estructura de la población (cómo se distribuyen los ejemplares de una población en función de sus tallas o edad y sexo) y su variación en el tiempo, permite tomar decisiones y aplicar medidas correctivas y preventivas adecuadas en caso de presentarse algún impacto negativo en la población, ya que permitiría conocer específicamente el grupo de edad y sexo que está siendo afectado.

La estructura poblacional se construye realizando histogramas de frecuencias y estableciendo la proporción de la población que constituye cada clase de talla, en este caso, las clases de talla previstas para las especies mexicanas se presentan en la Tabla 2, la cual ha sido generada a través de la información generada por DVN, ajustándola y confirmándola mediante la captura de ejemplares por el método de captura-recaptura (MRE, Ver Sánchez-Herrera *et al.*, 2011), gracia a lo cual se establece la estructura poblacional real; este enfoque dual permite aproximarse mejor a la estructura real. De esta forma, se podrá establecer de manera más precisa la relación entre las clases de tallas observadas y capturadas para corroborar si

Tabla 2. Clases de tallas específicas para cocodrilos mexicanos.

Clase de talla		Intervalo de talla	Intervalo de talla	Intervalo de talla
		<i>Crocodylus moreletii</i> (cm; LT)	<i>Crocodylus acutus</i> (cm; LT)	<i>Caiman crocodilus</i> (cm; LT)
I	Crías	25 a 50	28 a 60	18 a 40
II	Juvenil	51 a 100	60.1 a 120	40.1 a 80
III	Subadulto	101 a 150	120.1 a 180	80.1 a 120
IV	Adulto	151 a 200	180.1 a 240	120.1 a 140
V	Adultos grandes	≥ 200.1	≥ 240.1	≥ 140.1
VI	Sólo ojos	Sólo ojos	Sólo ojos	Sólo ojos

las observaciones de clases de talla durante el DVN han sido las correctas, aunque esto también dependerá de la experiencia del observador.

Si bien la abundancia (TE) es dinámica y presenta variaciones cíclicas en el tiempo, la estructura de las poblaciones silvestres sin problemas en su estado de conservación tiende a ser constante en el tiempo, por lo que el monitoreo de la estructura de la población (pirámide poblacional), resulta de gran utilidad para detectar cambios que puedan representar un riesgo para la misma. La estructura poblacional permite el conocimiento directo y preciso de fenómenos demográficos, como son el envejecimiento poblacional, así como prever los efectos negativos que pueda sufrir la población de estudio, además, facilita la comparación con otras poblaciones. En el caso de los cocodrilos, Merediz (1999) señala que una estructura poblacional sana se caracteriza por presentar gran cantidad de crías y, en orden descendente, juveniles, subadultos y adultos. Estructuras similares se han reportado para *Caiman yacare*, *Caiman c. crocodilus* y *Crocodylus porosus* (Campos *et al.*, 1994; Outbater y Nanhoe, 1989; Stuebing *et al.*, 1994; Sánchez-Herrera *et al.*, 2012, 2015).

Análisis de datos

Los datos requeridos para calcular la tasa de encuentro (TE) serán el número de avistamientos durante el recorrido (n) así como la distan-

cia recorrida (D) y se aplicará la fórmula. Para el caso del cálculo de la abundancia estimada (\bar{N}), los datos a utilizar serán el número promedio de cocodrilos avistados durante el DVN, así como la fracción visible (FV), el método de obtención de éste fue descrito en párrafos anteriores. Se debe de contar con al menos cinco repeticiones del DVN para poder graficarlos en el tiempo y así observar la tendencia. En el caso de la estructura de talla, el proceso es ubicar el número de cocodrilos observados en cada intervalo de tallas, dependiendo de la especie que se estudie de acuerdo la Tabla 2. Se realizarán histogramas de frecuencias y se establecerá la proporción que constituye cada clase de talla de la población estudiada.

Con estos resultados se pueden reconocer problemas dentro de una población, las posibles causas podrían ser, por ejemplo: insuficiencia de machos o hembras, pocos ejemplares en general, o pocas crías, lo cual podría estar relacionado con la mala calidad del ambiente o la falta de zonas de anidación. Además, podrían reconocerse actividades tales como depredación por humanos, fauna feral (perros) e inclusive fauna silvestre (tlacuaches, tejones, mapaches, etcétera). Otras causas podrían reconocerse durante los muestreos, pero hay algunas que no se pueden manejar, tales como la variación de la temperatura en el área de estudio (cambio climático) o la modificación en el régimen de lluvias.

Bibliografía

- BRAMBILA-NAVARRETE, J. 2006. *Métodos y técnicas de manejo y conservación para anfibios y reptiles en campo: análisis, evaluación y aprovechamiento sustentable en México*. Semarnat. México.
- CAMPOS, Z., G. MOURAO y M. COUTINHO. 1994. "Night- light counts, size structures, and sex ratios in wild populations of yacare caiman (*Caiman crocodilus yacare*) in the Brazilian Pantanal". *Vida Silvestre Neotropical* 4: 46-50.
- CUPUL-MAGAÑA, F. G. 2009. "¿A contar cocodrilos!: comentarios y ejercicios básicos sobre algunos métodos para evaluar poblaciones silvestres". *Ciencia y Mar* 13: 3-14.
- ESCOBEDO-GALVÁN, A. H. 2003. "Períodos de actividad y efecto de las variables ambientales en cocodrilos (*Crocodylus acutus*, cuvier 1807): Evaluando los métodos de determinación de la fracción visible". *Ecología aplicada* 2: 136-140.
- GONZÁLEZ JÁUREGUI, M., M. A. LÓPEZ LUNA, S. E. PADILLA y G. BARRIOS QUIROZ. 2017. "Monitoreo poblacional como base para el rancho". En G. Barrios Quiroz y J. C. Cremieux (Comps.) *Protocolo de rancho para el cocodrilo de pantano (Crocodylus moreletii) en México*. Conabio. México.
- MEREDIZ-ALONSO, G. 1999. "Ecology, sustainable use by local people, and conservation of Morelet's crocodile *Crocodylus moreletii* in Sian Ka'an Biosphere Reserve, Quintana Roo, Mexico". Tesis de Maestría, Southern University de Nueva York, Nueva York.
- MESSEL, H., J. C. VORLICEK, A. G. WELLS y W. J. GREEN. 1981. *Surveys of tidal river systems in the northern territory of Australia and their crocodile populations*. Monograph 1. Pergamon. Sydney.
- MORALES-BETANCOURT, M. A., C. A. LASSO, J. De La Ossa V. y A. FAJARDO-PATIÑO. 2013. *Biología y conservación de los crocodylia de Colombia. Serie de recursos hidrobiológicos y pesqueros continentales de Colombia. VIII*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá.
- OUBOTER P. E. y L. M. R. NANHOE. 1989. "Notes on the dynamics of a population of *Caiman crocodilus crocodilus* in Northern Surinam and its implications for management". *Biological Conservation* 48: 243-264.
- ROMERO, G. A. 2011. "Cinco métodos sencillos para estimar el tamaño de las poblaciones de fauna silvestre" en G. Gallina-Tessaro y G. C. López (Eds.). *Manual de técnicas para el estudio de la fauna*. Instituto de Ecología, A. C./Universidad Autónoma de Querétaro, pp. 161-177.
- ROSS, J. P. y R. GODSHALK. 1997. "El uso sustentable, un incentivo para la conservación de cocodrilos" en T. G. Fang, R. E. Bodmer, R. Aquino y M. H. Valqui (Eds.). *Manejo de fauna silvestre en la Amazonía*. Instituto de Ecología. La Paz, Bolivia, pp. 147-154
- SÁNCHEZ-HERRERA, O., H. BENÍTEZ DÍAZ, A. GARCÍA NARANJO ORTIZ DE LA HUERTA y G. LÓPEZ SEGURA JÁUREGUI. 2011. *Programa de monitoreo del cocodrilo de pantano (Crocodylus moreletii) México, Belice y Guatemala*. Conabio. México.
- SÁNCHEZ-HERRERA, O., G. LÓPEZ SEGURA JÁUREGUI, A. GARCÍA NARANJO ORTIZ DE LA HUERTA y H. BENÍTEZ DÍAZ. 2012. *Informe del programa de monitoreo del cocodrilo de pantano en México, temporada 2011*. Conabio. México.
- SÁNCHEZ-HERRERA, O., E. RIVERA-TÉLLEZ, G. LÓPEZ SEGURA JÁUREGUI, A. GARCÍA NARANJO ORTIZ DE LA HUERTA, y H. BENÍTEZ DÍAZ. 2015. *Informe del programa de monitoreo del cocodrilo de pantano en México, temporadas 2011 a 2013*. Conabio. México.
- STUEBING, R. B., G. ISMAIL y L. H. CHING. 1994. "The distribution and abundance of the indo-Pacific crocodile *Crocodylus porosus* Schneider in the Klias River, Sabah, East Malaysia". *Biological Conservation* 69: 1-7.
- SUTHERLAND, W. J. 1996. *Ecological Census Techniques: a Handbook*. Cambridge University Press. Cambridge, Gran Bretaña.

Anexo 1.

Formato DVN: Muestreo por Detección Visual Nocturna

(Llenar un formato por cada recorrido de sitio)

Nombre de la UMA, Predio o sitio de muestreo:

Clave de registro de la UMA o Predio

Federal: _____

Ruta (R): _____

Sitio (S): _____ Clave de Sitio: _____

Municipio y

Estado: _____

Año: _____ Mes: _____ Día: _____

Participantes (iniciales y apellido):

Hora de inicio: _____ Hora de término: _____

Medio de transporte: _____ Velocidad promedio del recorrido, estimada:
 _____ (km/h)

Coordenadas GPS Inicio Latitud	°	'	“	Medio de transporte	
Coordenadas GPS Inicio Longitud	°	'	“	Distancia recorrida	Km
Coordenadas GPS Final Latitud	°	'	“	Verificar que se utilice <i>Datum</i> WGS84 en el GPS	
Coordenadas GPS Final Longitud	°	'	“		

Profundidad del agua en el punto de referencia estándar establecido al inicio del trayecto:
 _____ (m)

Profundidad del agua en el punto de referencia estándar establecido al final del trayecto:
 _____ (m)

Temperatura del agua en el punto de referencia estándar establecido al inicio del trayecto:
 _____ (°C)

Temperatura del agua en el punto de referencia estándar establecido al final del trayecto:
 _____ (°C)

Temperatura del aire en el punto de referencia estándar establecido al inicio del trayecto:
 _____ (°C)

Temperatura del aire en el punto de referencia estándar establecido al final del trayecto:
 _____ (°C)

Datos de avistamiento de cocodrilos durante el recorrido DVN

N	Especie	Coordenadas Latitud			Coordenadas Longitud			Hora	Min	Longitud estimada (cm, precisión 50 cm)	Categoría de Talla	Distancia Avistamiento (m)	Notas
1		°	'	“	°	'	“						
2		°	'	“	°	'	“						

3		o	'	“	o	'	“						
4		o	'	“	o	'	“						
5		o	'	“	o	'	“						
6		o	'	“	o	'	“						
7		o	'	“	o	'	“						
8		o	'	“	o	'	“						
9		o	'	“	o	'	“						
10		o	'	“	o	'	“						
11		o	'	“	o	'	“						
12		o	'	“	o	'	“						
13		o	'	“	o	'	“						
14		o	'	“	o	'	“						
n													

Nombre y firma de quien llenó el formato:

NOTAS ADICIONALES:

TERCERA PARTE

ECOLOGÍA DE COMUNIDADES

Diversidad de lagartijas en ambientes con diferente estado sucesional

10

Rodrigo Macip Ríos

Laboratorio de Ecología Funcional.

ENES Unidad Morelia-UNAM

rmacip@enesmorelia.unam.mx

Introducción

La riqueza y diversidad de especies son dos de los atributos más importantes de una comunidad ecológica (Morin, 2011), ya que permiten entender el proceso de estructuración de la misma (Magurran, 2003). Los factores que determinan la diversidad y la riqueza de una comunidad tienen un origen ambiental y otro histórico (Magurran y MacGill, 2010). Entre los factores ambientales se encuentran la heterogeneidad del ambiente, la fenología y la regulación de las comunidades por controles de arriba hacia abajo en la red trófica (*top-down*) o de abajo hacia arriba en la red trófica (*bottom-up*; Morin, 2011), mientras que dentro de los factores históricos se incluyen la historia biogeográfica, así como la historia evolutiva de las especies y linajes que componen las comunidades (Vitt y Pianka, 1994).

Las comunidades están formadas por organismos con diferentes historias evolutivas, pero con las adaptaciones necesarias para explotar las condiciones y recursos de un mismo sitio, así como para coexistir con otras especies con requerimientos similares (Tokeshi, 1999). Algunas especies serán más raras, otras más

comunes, es decir, más allá de qué tan conspicuos puedan ser los individuos, algunas especies tendrán mayores abundancias que otras debido a su propia historia de vida y a los recursos disponibles (Magurran, 1988).

Cuando se incluye el estado sucesional en el análisis de la diversidad y la estructura de las comunidades animales, se promueve un análisis más profundo para entender la diversidad de comunidades y el efecto de la fragmentación o la regeneración del hábitat (Morin, 2011). Muchos ambientes se encuentran fragmentados, básicamente, cualquier localidad visitada para una práctica de campo presentará el hábitat en diferentes ambientes sucesionales, lo cual permite poner a prueba con relativa facilidad hipótesis como la de Connell (1978) sobre el disturbio intermedio.

La estructura de las comunidades o ensamblajes de lagartijas se da a partir de tres ejes básicos: el espacio (microhábitat), el tiempo (hora de actividad) y el alimento (Pianka y Vitt, 2003). Cuando la mayoría de las especies en un sitio son diurnas, entonces los ejes que estructuran las comunidades pueden reducirse al alimento y el microhábitat (Pianka, 1989). No obstante, siempre es importante tomar en cuen-

ta que algunas comunidades de lagartijas podrán contener una o dos especies nocturnas, cuando menos en Norteamérica (Pianka, 1986).

Las lagartijas han sido organismos modelo para el estudio de la ecología desde los años sesenta del siglo XX (Losos, 1994; Pianka y Vitt, 2003). Mucho de lo que hoy sabemos sobre ecología de comunidades es debido los esfuerzos de ecólogos de lagartijas. Los métodos para trabajar con ecología de comunidades de lagartijas se han estandarizado, lo cual permite obtener información confiable en relativamente poco tiempo, además, el proceso de colecta y observación de lagartijas representa un entrenamiento importante para los estudiantes, el cual los prepara para muestreos más demandantes de otros grupos de vertebrados.

Tipo de preguntas que se pueden responder con estos métodos

En esta práctica se pueden responder varias preguntas sobre ecología de comunidades, así como sobre la historia natural de las especies de lagartijas de la zona o sitio de estudio. Algunas de las preguntas relevantes son: ¿Cómo es la riqueza, la abundancia y la equidad en ambientes con distintos grados de perturbación? ¿Cómo están estructuradas las comunidades entre diferentes tipos de hábitat o tipo de vegetación con diferente estado sucesional? A la par, también se pueden generar preguntas sobre la historia natural de las especies que componen las comunidades, tales como: ¿Cuál es la diversidad de microhábitats que utiliza una especie? o bien, ¿cuántas especies generalistas y/o especialistas en cuanto al tipo de microhábitat concurren en un determinado sitio?

Objetivos de aprendizaje

- Aprender a determinar la diversidad de especies de lagartijas en ambientes con distinto estado sucesional.

- Aprender a calcular la riqueza, diversidad y equidad de especies de lagartijas en hábitats con distinto grado de sucesión en una misma localidad o sitio.
- Determinar el recambio de especies entre hábitat con distinto grado de sucesión en una misma localidad o sitio.
- Comparar la estructura de las comunidades de lagartijas en todos los ambientes visitados mediante el uso de los microhábitats disponibles.

Procedimiento

Material y métodos

Para llevar a cabo la presente práctica de campo se deberá contar con los siguientes materiales y equipo:

- Guía de campo de lagartijas de la zona. Si no existe guía de campo, será necesario identificar como morfoespecies a los adultos, además de poder diferenciar entre hembras y machos.
- Cámara fotográfica para documentar microhábitats y morfoespecies si se desconoce la identidad de las especies muestreadas.
- Sacos de manta para colocar a las lagartijas que se capturen mientras se les determina o fotografía.
- GPS para medir y establecer los transectos de muestreo.
- Libreta de campo o formatos para registrar las observaciones.

Unidad de muestreo

La forma de muestreo será por medio de transectos de 200 m en los hábitats visitados, donde se buscarán las lagartijas en los principales microhábitats a 2 m de cada lado del eje del transecto. Con este tipo de muestreo, la unidad de muestreo es de 400 m² por transecto. En

cada hábitat, se establecerán cuando menos tres transectos, sumando un total de 1200 m² de área muestreada por hábitat.

En una sola dirección se deberán ir contando el número de lagartijas presentes en el transecto. Para ello es muy importante estar atento a los microhábitats usuales de las lagartijas como son: árboles, rocas, troncos caídos, hojarasca, plantas epífitas, vegetación al margen de los cuerpos de agua, etcétera. Es importante contar a las lagartijas en una sola dirección para no contar dos veces a los mismos individuos, de igual forma, a lo largo del transecto, los observadores se dividirán y contarán lagartijas por lado del transecto. Por cada lagartija avistada se deberá llenar un registro, ya sea en la libreta o en el formato, poniendo siempre mucha atención sobre cuál fue el microhábitat en el cual fue vista la lagartija antes de capturarla y de que la lagartija no escape o cambie de microhábitat.

Para hacer una identificación de las especies de lagartijas, estas deberán ser capturadas y utilizarse ya sea una guía de campo, o bien las claves correspondientes por grupo taxonómico. Sin embargo, en caso de no poder identificarlas en campo, se les tomarán fotografías para ser determinadas posteriormente en el laboratorio con guías especializadas. En su defecto se utilizará el concepto de morfoespecie para designar a las unidades muestreadas.

En caso de tomar fotografías, estas deberán tomarse en perspectiva dorsal, ventral y lateral. Se deberá usar un objeto que sirva como referencia para estimar la talla de los organismos. Se deberán tomar fotografías detalladas de la cabeza en perspectiva dorsal, lateral y ventral. También se deberán tomar fotos de la zona cloacal en las que sea posible contar el número de poros femorales.

De cada ejemplar avistado o capturado se tomarán los siguientes datos: especie/morfoespecie, hora del día, número de transecto, hábitat (tipo de vegetación), microhábitat (al sol o a

la sombra), edad (cría, joven, adulto), sexo (si es posible, algunas lagartijas presentan un fuerte dimorfismo sexual y es fácil identificar a machos y hembras), actividad (comportamiento), así como otras observaciones relevantes del organismo avistado. El formato presentado en la Tabla 1 puede servir de guía para tomar los datos. Es importante usar una hoja de registro por transecto, pero la información también se puede ajustar al uso de la libreta de campo.

Los datos deberán ser tabulados con la paquetería de computo apropiada para llevar a cabo el análisis de resultados (hoja de cálculo), siempre cuidando el control de calidad al capturar los datos, pues este proceso es una de las fuentes más importantes de error.

Análisis de datos

Para analizar los datos, se deberán usar índices de diversidad alfa y beta, de preferencia el índice de Shannon-Wiener para diversidad alfa (H') y el de Whittaker (β_w) para diversidad beta (ver Magurran, 2004; y Magurran y McGill, 2010), así como el índice de equidad de Shannon. Los índices pueden ser comparados entre sitios por medio de estadística no paramétrica (Magurran, 1988).

El índice de diversidad alfa de Shannon-Wiener se calcula de la siguiente manera:

$$H' = \sum p_i \ln p_i$$

Donde: p_i es la proporción de individuos encontrados de la especie i .

El índice de equidad de Shannon se calcula del modo siguiente:

$$E = \frac{H'}{\ln S}$$

Donde: H' es el valor de diversidad de Shannon-Wiener y $\ln S$ es el logaritmo natural o ne-

periano del número total de especies encontradas (riqueza). E tendrá un valor entre 0 y 1, donde 1 representa una situación en la que todas las especies son igualmente abundantes (Magurran, 1988).

El índice de diversidad beta de Whittaker se calcula de la siguiente manera:

$$\beta_w = \frac{S}{\bar{\alpha}}$$

Donde S es el número total de especies encontradas en un conjunto de muestras y $\bar{\alpha}$ es el número promedio de especies en las muestras.

Bibliografía

- CONNELL, J. H. 1978. "Diversity in tropical rainforest and coral reefs". *Science* 199: 1302-1310.
- KREBS, C. J. 1998. *Ecological Methodology*. Longman. Nueva York.
- MAGURRAN, A. E. 1988. *Ecological Diversity and its Measurements*. Chapman and Hall. Londres.
- MAGURRAN, A. E. 2003. *Measuring Biological Diversity*. Willey-Blackwell. Nueva York.
- MAGURRAN, A. E. y B. J. MCGILL. 2010. *Biological Diversity: Frontiers in Measurements and Assessment*. Oxford University Press. Nueva York.
- MORIN, P. J. 2011. *Community Ecology*, 2a ed. Hoboken. Nueva Jersey.
- LOSOS, J. B. 1994. "Historical contingency and lizard community ecology". L. J. VITT y E. R. PIANKA (Eds.). *Lizard Ecology. Historical and Experimental Perspectives*. Princeton University Press. Nueva Jersey, pp. 319-334.
- PIANKA, E. R. 1989. "Desert lizard diversity: additional comments and some data". *The American Naturalist* 134: 344-364.
- PIANKA, E. R. 1986. *Ecology and Natural History of Desert Lizards. Analyses of the Ecological Niche and Community Structure*. Princeton University Press. Nueva Jersey.
- PIANKA, E. R. y L. J. VITT. 2003. *Lizards. Windows to the Evolution of Diversity*. University of California Press. Berkeley.
- TOKESHI, M. 1999. *Species Coexistence. Ecological and Evolutionary Perspectives*. Blackwell Science. Malden. Massachusetts.
- VITT, L. J. y E. R. PIANKA. 1994. *Lizard Ecology. Historical and Experimental Perspectives*. Princeton University Press. Princeton.
- ZAR, J. 1999. *Biostatistical Analyses*, 5a ed. Pearson. Massachusetts.

Conteo de aves: técnica para conocer la riqueza y la abundancia

11

Carlos Alberto Chávez Zichinelli

El Colegio de Puebla, A. C.

Carlos.chavez@colpue.edu.mx

La Clase Aves constituye el grupo de vertebrados terrestres más diverso, con aproximadamente 10 404 especies en el mundo (Clements *et al.*, 2016). Entre los animales, las aves son el grupo más conocido, estudiado y valorado por su gran diversidad; están presentes en la mayoría de los hábitats terrestres de todos los continentes (Ares, 2007). A pesar de ser una clase tan grande, la mayor diversidad de aves se encuentra en las regiones tropicales del mundo, siendo Colombia el país con el mayor número de especies reportadas en el mundo, y México el décimo primer país con mayor diversidad de aves. De acuerdo con los últimos censos elaborados, la avifauna mexicana cuenta con 1 107 especies, cifra que corresponde al 10.4% de aves en el mundo (Navarro *et al.*, 2014).

La diversidad de especies de aves se estima a través de la riqueza y la abundancia (Anjos *et al.*, 1997). Por un lado, la riqueza se refiere al número total de especies y este no se presenta de manera homogénea dentro de un espacio determinado. Los cambios en su composición pueden estar determinados por la distribución (principalmente), temporalidad (migración) o por la escala de aproximación del área censada o de muestreo (Magurran, 2004). Por otro lado, la abundancia es el número de

individuos de cada especie, y en esta, de igual manera que en la riqueza, hay factores que influyen directamente, como la temporada reproductiva, la disponibilidad de recursos (alimento) y la conducta (territoriales; Bibby *et al.*, 1992). Por tanto, ambos elementos pueden brindar información relevante sobre factores que influyen en la dinámica de las poblaciones y en las estructuras de las comunidades (Wunderle, 1994).

Se han usado diferentes técnicas para evaluar los cambios tanto de riqueza y abundancia de la avifauna (Parker, 1991; Riede, 1993; Kroodsma *et al.*, 1996), no obstante, el muestreo de las aves es un tanto más complicado que en otros grupos de vertebrados, por lo tanto, entre las principales técnicas de muestreo para aves se encuentran: 1) el uso de redes de niebla, 2) transectos de distancia variable y 3) puntos de conteo. Este último es el principal método de monitoreo visual y auditivo para estimar la riqueza y la abundancia de aves terrestres, debido a su eficacia en todos los terrenos, hábitats y la utilidad de los datos obtenidos (Ralph *et al.*, 1995). Esta técnica permite estudiar los cambios a diferentes escalas de la composición específica de una población o comunidad de aves en un área en particular y en un tiempo determinado (Verner, 1985), además

refuerza la habilidad de los estudiantes para hacer anotaciones precisas de campo y genera nuevas habilidades como la observación de aves y su determinación con guías especializadas.

Tipo de preguntas que se pueden responder con estos métodos

Aprender la metodología de puntos de conteo permite responder preguntas como: ¿cuál es la riqueza de especies de aves en un sitio o localidad? y ¿cuál es la abundancia de aves por punto de muestreo o por hábitat?

Objetivos de aprendizaje

- Conocer y aplicar la técnica de puntos de conteo para realizar monitoreo de aves terrestres.
- Estimar la densidad de cada especie de ave por cada hábitat seleccionado.
- Calcular la riqueza y la abundancia de especies de aves por cada hábitat seleccionado.
- Determinar la biodiversidad específica de aves de tres tipos de hábitats, a través del índice de Shannon-Wiener.

Procedimiento

Preparación de materiales para la salida de campo

Antes de mencionar los materiales para llevar a cabo los puntos de conteo, es necesario mencionar que para este tipo de muestreo es necesario utilizar ropa apropiada para salidas de campo (botas, camisa de manga larga, etcétera). El color de la vestimenta debe de ser poco conspicuo (usar principalmente ropa de color oscuro, por ejemplo: verde, gris, café o negro), ya que, por la gran capacidad visual que tienen las aves, es fácil ser detectado, lo que ahuyentaría a muchas aves o cuando menos a los individuos

más reservados. También es importante mencionar que la persona que realice los puntos de conteo debe mantenerse en completo silencio durante el tiempo requerido en cada punto (las aves son muy susceptibles a ruidos ajenos a su entorno), así como durante el traslado entre cada uno de los puntos.

Materiales

- Binoculares 10 × 42. Los binoculares o prismáticos se describen con dos números, por ejemplo, 7 × 35; 10 × 42; 10 × 50 etcétera. El primer número (anterior al “×”) es el componente de aumento o acercamiento, por ejemplo 7 × 35 harán que los objetos parezcan siete veces más cerca y el de 10 × 42 harán que los objetos parezcan 10 veces más cerca. El segundo número se refiere al diámetro del lente principal (objetivo) en milímetros (mm), lentes de 7 × 35 tienen 35 mm de diámetro, mientras que lentes de 10 × 42, tienen 42 mm de diámetro. La dimensión del objetivo influye en la cantidad de luz que entra al por los binoculares.
- Guías de campo. Es importante que la guía que se utilice contenga tanto especies residentes como migratorias. A veces es recomendable llevar dos guías distintas (sugerencias Howell y Web, 1995 para especies residentes y Sibley, 2000 para especies migratorias).
- GPS. Éste se utiliza para establecer el transecto y georreferenciar los puntos de conteo
- Hoja de datos o libreta de campo.

Puntos de conteo

Para llevar a cabo esta técnica por puntos de conteo, es importante seleccionar tres tipos de hábitats que sean diferentes o contrastantes,

tanto en su composición taxonómica como en su estructura vegetal (ejemplo: un bosque de pino, una zona de cultivo, un bosque de encino, una zona urbana). En cada tipo de hábitat es necesario establecer un transecto lineal de 2 250 metros; el número de transectos dependerá del tamaño del área de muestreo. Es importante considerar que, si se requiere más de un transecto, estos no se deben de traslapar, además de que deben mantener una distancia mínima de 250 metros entre ellos (Figura 1; MacGregor-Fors *et al.*, 2010). En cada transecto se establecen 10 puntos de conteo (los cuales deben ser georeferenciados). En cada punto se realizarán capturas visuales y auditivas en todos los ángulos visuales (incluyendo el cielo) en un radio ≤ 25 metros y > 25 metros (Figura 2; Hutto *et al.*, 1986).

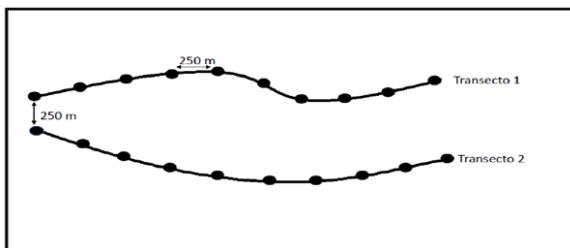


Figura 1. Representación de posible configuración de transectos. Cada línea corresponde a un transecto lineal y cada punto negro es un punto de conteo. La flecha vertical representa la distancia mínima que debe existir entre cada transecto lineal y la flecha horizontal la distancia requerida entre cada uno de los puntos de conteo

En cada punto, el observador debe de permanecer tres minutos¹ y posteriormente ir al siguiente punto. Es importante enfatizar que no se deben contabilizar a los individuos vistos en el trayecto entre cada punto, únicamente en los puntos establecidos y que el monitoreo debe ser realizado por una persona. Las capturas visuales y auditivas deben iniciar al amanecer (6:00 o 7:00 am), y terminar a las 11:00 am.

En las capturas visuales y auditivas se deben tomar los siguientes datos: Especie, sexo (si es posible), distancia ≤ 25 m > 25 m, es-

trato y/o ubicación (sotobosque y dosel; pastizal, cultivo, etcétera) conducta (forrajeando; volando; haciendo despliegue; construyendo nido (ver Anexo 1).

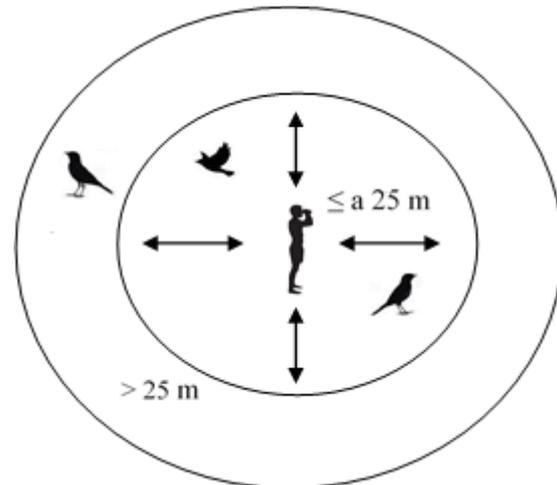


Figura 2. Esquema de la actividad a desarrollar por parte del observador en cada uno de los puntos de conteo. En cada punto se debe establecer un radio de 25 m, donde se deben identificar las especies y contar el número de individuos de cada especie. Cuando los individuos sobrepasen los 25 m del radio, se deben identificar e indicar que están fuera del radio establecido

Densidad

Para estimar la densidad se requiere sacar el área de la circunferencia (radio = 25 m). Únicamente se utilizará esta área, debido a que a distancias mayores es muy difícil estimar la distancia entre observador y objetivo (para este caso el ave). Por cada hábitat de muestreo, se saca la densidad promedio. Los individuos capturados visualmente a más de 25 m se utilizarán únicamente para registro de especie y abundancia.

¹ El tiempo de tres minutos está establecido para observadores con una gran experiencia en la identificación visual y acústica de las aves. Si no se cuenta con esa experiencia, es recomendable permanecer más tiempo y localizar el mayor número de especies de aves, tratando de no recontar individuos. Al momento de analizar los datos tanto para densidad como para abundancia, se debe considerar que puede existir un sesgo en los resultados, principalmente porque entre mayor sea el tiempo que se pase en un punto de conteo, se incrementará la probabilidad de contar dos veces a un mismo individuo

Riqueza y abundancia

Para conocer la riqueza y la abundancia, se debe preparar una tabla donde se indique el número de especies de sotobosque, el número de especies de dosel y el número de especies que usan ambos estratos. Además, se debe elaborar una tabla de acumulación de especies por cada hábitat seleccionado. Una referencia útil para llevar a cabo la curva de acumulación de especies es el trabajo de Jiménez-Valverde y Hortal (2003).

Diversidad

Con el número de especies y las abundancias de cada una, se deberá calcular un índice de diversidad de Shannon-Wiener y determinar en qué área hay más diversidad de especies con respecto al número de especies de aves.

Análisis de datos

Finalmente, con los datos obtenidos hacer un análisis por hábitat y comparar con los demás hábitats, densidad de aves en general y por especies, calcular cuál o cuáles de las zonas de muestreo tiene mayor riqueza y abundancia y cuales son más diversas. Con los resultados obtenidos discutir sobre la composición avifaunística asociando los resultados con las características de hábitat.

Bibliografía

- ANJOS, L., K. SCHUCHMANN y R. BERNDT. 1997. "Avifaunal composition, species richness, and status in the Tibagi river basin, Paraná state, Southern Brazil". *Ornitología Neotropical* 8: 145-173.
- ARES, R. 2007. *Aves vida y conducta*. Vázquez Mazzini Editores. Buenos Aires, Argentina.
- BIBBY, C. J., N. D. BURGESS y D. A. HILL. 1992. *Bird Census Techniques*. Academic Press. Londres.
- CLEMENTS, J. F., T. S. SCHULENBERG, M. J. ILIFF, D. ROBERSON, T. A. FREDERICKS, B. L. SULLIVAN, y C. L. WOOD. 2016. *The eBird/Clements checklist of birds of the world: v2016*. <http://www.birds.cornell.edu/clementschecklist/download/>
- HOWELL, S. N. G. y S. WEBB. 1995. *A guide to the birds of Mexico and northern Central America*. Oxford University Press. Oxford, Reino Unido.
- HUTTO, R. L., S. M. PLETSCHE y P. I. HENDRICKS. 1986. "A fixed-radius point count method for nonbreeding and breeding season use". *The Auk* 103: 593-602.
- JIMÉNEZ-VALVERDE, A. y J. HORTAL. 2003. "Las curvas de acumulación de especies y la necesidad de evaluar la calidad de los inventarios biológicos". *Revista Ibérica de Aracnología* 8: 151-161.
- KROODSMA, D. E., J. M. E. VIELLIARD y F. G. STILES. 1996. "Study of bird sounds in the Neotropics: urgency and opportunity" en D. E. Kroodsma y E. H. MILLER (Eds.). *Ecology and evolution of acoustic communication in birds*. Cornell University Press. Ithaca, Nueva York, pp. 269-281.

- MCGREGOR-FORS, I., L. MORALES-PÉREZ y J. E. SCHONDUBE. 2010. "Migrating to the city: responses of neotropical migrant bird communities to urbanization". *The Condor* 112: 711– 717.
- MAGURRAN, A. E. 2004. *Measuring Biological Diversity*. Blackwell Science. Reino Unido.
- NAVARRO- SIGÜENZA, A. G., M. F. REBÓN-GALLARDO, A. GORDILLO-MARTÍNEZ, A. T. PETERSON, H. BERLANGA-GARCÍA y L. A. SÁNCHEZ GONZÁLEZ. 2014. "Biodiversidad de aves en México". *Revista Mexicana de Biodiversidad Supl.* 85: 476-495.
- PARKER, T. A. III. 1991. "On the use of tape recorders in avifaunal surveys". *The Auk* 108: 443-444
- RALPH, J., C. S. DROEGE y J. R. SAUER. 1995. "Managing and monitoring birds using point counts: standards and applications" en J. C. Ralph, J. R. Sauer y S. Droege (Eds.). *Monitoring bird populations by point counts*. U.S. Forest Service General Technical Report PSW-GRT-149, pp. 161-168.
- RIEDE, K. 1993. "Monitoring biodiversity: analysis of Amazonian rainforest sounds". *Ambio* 22: 546-548.
- SIBLEY, D. A. 2000. *The Sibley guide to birds*. Alfred A. Knopf. Nueva York.
- VERNER, J. 1985. "Assessment of counting techniques". *Current Ornithology* 2: 247-302.
- WUNDERLE, J. M. 1994. *Métodos para contar aves terrestres del Caribe, General Technical Report SO-100*. U. S. Department of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experiment Station. Nueva Orleans, Louisiana.

Diversidad trófica de peces en ambientes dulceacuícolas

12

María Pamela Bermúdez González

Laboratorio de Integridad Biótica
Facultad de Ciencias Naturales-UAQ
bgmpamela@gmail.com

Juan Pablo Ramírez Herrejón

Universidad Autónoma de Querétaro
ramirezherrejon@gmail.com

Introducción

La alimentación es la actividad a través de la cual los peces obtienen micronutrientes (vitaminas y minerales) y macronutrientes (proteínas, lípidos y carbohidratos) para realizar funciones metabólicas indispensables como sobrevivir, crecer y reproducirse (Wootton, 2000). La adquisición del alimento representa la función que los peces tienen en un ecosistema y se incluyen en diferentes categorías tróficas. Algunas especies forman parte de los descomponedores, al ingerir detritus o carroña; otras son consumidores primarios como los herbívoros; finalmente se encuentran los consumidores secundarios y terciarios que son los carnívoros que pueden alimentarse de zooplankton, invertebrados acuáticos o incluso de otros peces (Wootton, 2000). De manera general, las especies de peces se ubican en los gremios antes mencionados, pero algunas especies cambian de gremio conforme avanza su desarrollo ontogénico (Keenleyside, 1979; Paulissen 1987) o por cambios ambientales estacionales (Best y Gennaro, 1985).

En particular, algunos rasgos morfológicos proporcionan información sobre la dieta de los organismos. Entre ellos están la forma del cuerpo, el tipo de boca, la forma del estómago, la longitud del tubo digestivo, el número y la longitud de espinas branquiales, etcétera. Las especies piscívoras suelen presentar cuerpos alargados y aletas fuertes, mientras que los herbívoros-omnívoros presentan cuerpos anchos y altos y aletas grandes y débiles (Wootton, 2000).

La cavidad bucal se relaciona con la captura y trituración de alimento (Robinson y Parsons, 2002) y la posición de la boca con sus hábitos, por ejemplo, bocas terminales se relacionan con especies de hábitos herbívoros, y las bocas ínferas se relacionan con organismos que se alimentan del bentos. Los peces de bocas terminales ingieren larvas de insectos, crustáceos, moluscos y peces en general. Aunado a lo anterior, el tamaño y diámetro de la boca determina el tamaño óptimo de la presa (Barón-Mendoza, 2006).

El estómago ha sido clasificado como asimétrico, bilobado, bolsa, alargado y oblongo, de acuerdo con su forma (Sánchez *et al.*, 2003). La presencia de ciegos pilóricos en el estómago

se correlaciona con intestinos cortos, pues influyen en la degradación de alimento (Ramírez, 2004). Los organismos que se alimentan de detritus, algas, materia vegetal y arena, en general, tienen intestinos largos, los cuales representan un incremento en la superficie de absorción y no presentan estómagos verdaderos (Moyle y Cech, 2000).

Las espinas branquiales difieren en forma y número en relación con la dieta (Kimmno *et al.*, 2011). Por ejemplo, los peces que se alimentan de partículas pequeñas presentan gran número de espinas branquiales alargadas (a manera de cepillo).

A pesar de que la morfología proporciona información sobre de la dieta de los peces, la inferencia puede ser confirmada por evidencia directa como el análisis de contenidos estomacales. Es difícil analizar la dieta de un organismo por observación directa. La dieta es analizada sólo mediante la extracción del contenido del estomacal (Hynes, 1950). La dieta de un pez es resultado de cambios morfológicos, ontogenéticos y estacionales, además de que refleja la disponibilidad del recurso alimenticio en el ambiente físico y la habilidad de una especie para detectar, capturar y procesar el alimento (Wotton, 2000).

Una generalización de la ecología trófica de los peces representa un problema debido a la flexibilidad alimenticia de los organismos. Individuos de una población pueden presentar variaciones en la ingesta alimenticia. Algunas de esas diferencias pueden verse reflejadas en caracteres morfológicos y fisiológicos en los organismos (Wootton, 200)

Tipo de preguntas que se pueden responder con estos métodos

Las preguntas que se pueden contestar con la metodología planteada en esta práctica incluyen, entre otras las siguientes: ¿Cómo está compuesta la dieta de una especie de pez? ¿Cuál es la diversidad trófica en una comunidad de peces?

¿Existe una correlación entre la morfología de la boca y la dieta en una comunidad de peces?

Objetivo general (de aprendizaje)

Que los alumnos comprendan las distintas estrategias alimenticias de los peces en sistemas acuáticos continentales.

Procedimiento

Materiales y equipo para electropesca

- Vadeadores y botas de caucho.
- Guantes de látex y neopreno.
- Gafas de sol polarizadas.
- Equipo de electropesca de mochila.
- Pértiga con un aro al final (hecho de material conductor).
- Red de cuchara.

Equipo para la pesca con redes

- Trampas tipo nasas.
- Atarrayas.
- Trasmallos.
- Redes agalleras.
- Red de arrastre o chinchorro.

Equipo para la manipulación de ejemplares

- Contenedores plásticos de diferentes tamaños para colocar los peces.
- Charolas blancas.
- Hieleras con hielo.
- Claves de identificación.
- Estuche de disección.

Reactivos y material para la preservación de los ejemplares

- Alcohol etílico al 70%.
- Jeringa de 100 ml.
- Frascos de vidrio o contenedores de plástico herméticos.

El muestreo de ictiofauna en ríos y zonas lacustres se puede realizar mediante diversos equipos y procedimientos, los cuales estarán en

función de la profundidad, velocidad y tamaño de la masa de agua, de las especies a capturar y de la conductividad del agua.

La pesca eléctrica es una de las técnicas de muestreo de peces más utilizada en ríos y sistemas vadeables (<1.5 m de profundidad). Este método se basa en la creación de un campo eléctrico de corriente continua pulsátil (CCP) unidireccional con interrupciones periódicas, que causan electrotaxis, electrotetano y electronarcosis, las cuales modifican el comportamiento del pez, lo cual facilita su captura.

El equipo de trabajo deberá estar integrado por al menos dos personas. El individuo con mayor experiencia es el que guiará la pesca, por lo tanto, llevará la electropesca de mochila y la pértiga con el ánodo, con el cual barrerá suavemente el río a contracorriente. Otra persona deberá situarse detrás de quien porta la electropesca y recogerá los peces aturdidos por la corriente eléctrica que son arrastrados por la corriente de agua.

Los peces capturados deben ser depositados en recipientes que contengan agua y hielo para disminuir su metabolismo y evitar la regurgitación (vómito) del contenido estomacal.

Cuando la pesca sea pasiva o con redes, esta dependerá de la masa de agua que se desee muestrear. En embalses y lagos el uso de redes estáticas es el procedimiento más común (nasas, agalleras o de enmalle). Las redes suelen colocarse al atardecer y son revisadas por la mañana, o pueden mantenerse por 24 horas, esto dependerá del tipo de estudio. Para la práctica será necesaria sólo una noche de muestreo.

La instalación dependerá del tipo de red. Para colocar las redes de nasa se seleccionan puntos someros del litoral y se sitúan las redes junto al fondo y entre la vegetación.

Las redes agalleras o de transmazo se pueden situar de manera perpendicular al litoral o paralelas a la masa de agua a diferentes profundidades. Se pueden usar boyas para mantener la posición de las redes.

Identificación y etiquetado de peces

Para la identificación de los peces capturados, será necesario contar con claves dicotómicas especializadas en los grupos potenciales que se presenten en la zona, o bien con guías de campo del área de estudio, también es necesario tener material para hacer anotaciones, como lápiz, libreta de campo, goma, sacapuntas, etcétera. Para la identificación de peces es necesario tener a la mano un microscopio estereoscópico portátil, así como pinzas delgadas y una etiquetadora o etiquetas resistentes al agua y al alcohol.

Debido a la naturaleza dicotómica de las claves de identificación, la información deberá confrontarse con un espécimen a la mano. Los caracteres se tendrán que confirmar como presentes o ausentes y se deberá continuar a través de las diversas alternativas ofrecidas por las claves de identificación hasta llegar a una determinación. Una vez identificados los organismos a nivel de especie, se deben etiquetar. Las etiquetas llevan una clave que ayuda a reconocer el individuo, así como datos del sitio, fecha, especie y temporalidad en que el organismo fue colectado. Dependerá del tipo de estudio la cantidad de datos que se incluyan en la etiqueta, no obstante es un buen hábito el correcto etiquetado y catalogado de ejemplares colectados, de esa forma su incorporación a una colección científica es mucho más sencillo.

Método de disección, extracción del aparato digestivo e identificación de contenido estomacal

Para la disección y extracción del aparato digestivo, así como para la identificación del contenido estomacal es necesario contar con ciertos materiales, reactivos y equipo que se describen a continuación:

- Frascos transparentes de plástico de 250, 1000 mililitros.
- Pinzas y tijeras de disección.

- Charola de disección.
- Microscopio óptico.
- Microscopio estereoscópico.
- Porta objetos y cubre objetos.
- Cajas Petri.
- Papel milimétrico.
- Toallas desechables absorbentes.
- Claves de identificación de flora y fauna del sitio de estudio.
- Alcohol etílico al 70%.

Para preservar a los colectados, se les debe colocar en agua con hielo para minimizar la actividad enzimática y posteriormente en una solución de alcohol al 70%. Los ejemplares más grandes se inyectan con alcohol al 70% en la cavidad abdominal para evitar la degradación del contenido estomacal (Krunger, 1998).

La extracción del aparato digestivo se lleva a cabo con el espécimen en mano. Se realiza un corte longitudinal por encima de la línea media ventral y dos cortes transversales, uno detrás del opérculo y otro a la altura del ano, para dejar expuesta la cavidad visceral y extraer así todo el aparato digestivo (Figura 1). El contenido estomacal es vaciado sobre una caja Petri de plástico, cuando es muy grande, o sobre un portaobjetos y se observa al microscopio óptico o estereoscópico. Los diferentes recursos alimenticios presentes en el contenido estomacal se deben identificar al menor nivel taxonómico posible. Es importante mencionar

que parte de este procedimiento puede llevarse a cabo en el laboratorio.

Análisis

Para cuantificar los diferentes tipos de presas consumidas por los peces se utilizan diferentes procedimientos. A continuación, se describen algunos de los procedimientos más relevantes:

El método de Hyslop (1980), este método permite cuantificar los diferentes organismos presa consumidos por el depredador. Este es un método numérico, con el que se contabiliza el número de organismos de cada tipo presa, por cada estómago analizado. Los valores obtenidos del análisis se expresan en porcentajes, respecto al total de organismos presa presentes en todos los estómagos analizados (Hyslop 1980).

$$N = n / NT * 100$$

Donde:

n= Número total de presas de una determinada especie.

NT= Número total de presas de todas las especies.

El método gravimétrico se emplea para obtener información respecto a la biomasa de las presas consumidas. Cada tipo de alimento es separado por categorías y su peso es registrado en una balanza analítica. El peso de cada ítem es registrado en gramos (g), y referido respecto

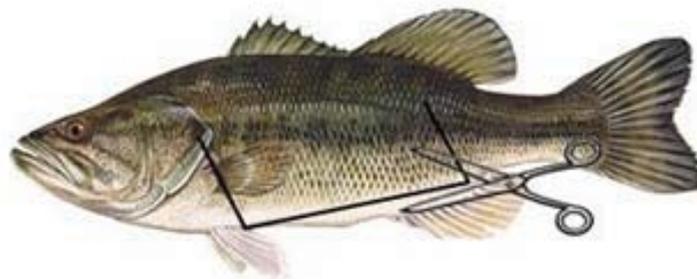


Figura 1. Esquema representativo de los cortes transversales y el corte longitudinal, para extracción de aparato digestivo de los peces.

al peso total de todas las presas contenidas en los estómagos analizados. El valor se expresa en porcentajes, como se expresa en la ecuación (Hyslop, 1980).

$$P = P/PT * 100$$

Donde:

p= Peso (g) de una determinada categoría de presa alimenticia.

PT = Peso (g) de la totalidad de especies.

Frecuencia de ocurrencia, donde se obtiene el número de estómagos que contienen uno o más tipos de categorías de organismos presa del total de categorías alimenticias. Se estima mediante el registro del número de estómagos en los cuales se encuentra un determinado tipo de presa. Los resultados se expresan como porcentaje de un organismo, con respecto al número total de los estómagos con alimento analizado con la siguiente fórmula:

$$\% FO = N/NT \times 100$$

Donde:

N = Es el número de estómagos en el cual apareció un determinado tipo de presa

NT= Es el número total de estómagos con alimento.

Método de Amundsen o de estrategia alimentaria. Para determinar la frecuencia de la presencia y abundancia de presas específicas en la dieta de un organismo, se utiliza el método descrito por Amundsen *et al.* (1996). En la representación gráfica de dicho método (Figura 2) se muestra el producto de la abundancia de una presa específica y su frecuencia de presencia (expresada en fracción), la cual es igual a la abundancia de la presa y debe tomarse en cuenta que la cantidad promedio de los diferentes contenidos estomacales es independiente de cada categoría de presa consumida, por lo cual la cantidad de alimento presente en cada estómago se estandariza al 100%. Así, para cada punto en el diagrama, la abundancia de presa está representada por el área encerrada por to-

das las coordenadas de los dos ejes. La abundancia de la presa específica es definida como el porcentaje que comprende una presa o taxón respecto a todos los recursos alimenticios en ese depredador. En términos matemáticos se expresa como:

$$P_i = \left(\frac{\sum S_i}{\sum S_{ti}} \right) \times 100$$

Donde P_i es la abundancia de la presa i , S_i , es el contenido estomacal (volumen, peso o número) comprendido de la presa i , y S_{ti} es el total de estómagos en los cuales se encuentra la presa (i). Estos valores de frecuencia y ocurrencia son graficados en dos dimensiones.

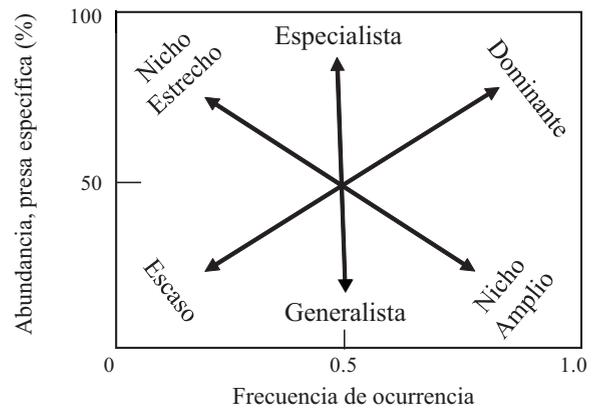


Figura 2. Esquema de la interpretación del análisis de estrategia alimentaria

Índice de Importancia Relativa (IIR), es una versión modificada del Índice de Importancia Relativa (IIR) propuesto por Yáñez-Arancibia *et al.* (1976) se usa para determinar el gremio trófico: $IIR = (F \times A) / 100$, donde, F es la frecuencia, y A es el área. La frecuencia de ocurrencia en la cual los componentes de la dieta son consumidos se expresa como porcentaje de su frecuencia de aparición (F) como sigue: $F = (n \times 100) / n$. Donde "n" se refiere al número de veces que aparece un determinado componente en el contenido estomacal y es expresado como el porcentaje con respecto al número to-

tal de estómagos analizados (N) (Caillet *et al.*, 1986). La aplicación de *A* es una modificación del método volumétrico indirecto (Saiki, 1976) sugerida por Canto-Maza y Vega-Cendejas (2008) y aplicada por Ramírez-Herrejón *et al.*, (2013). El área (*A*) es utilizada cuando el contenido estomacal está constituido por componentes alimenticios muy pequeños (detritus, restos de vegetales, materia orgánica, etcétera) (Vega-Cendejas, 1990). Para obtener el valor de *A*, el contenido del tracto digestivo de cada individuo se extiende lo más homogéneamente posible sobre una superficie cuadrículada. El número total de cuadros ocupados representará el 100 % de la dieta de cada individuo y así es posible estimar la cantidad (mm²) de cada uno de los artículos alimenticios (Canto-Maza y Vega Cendejas, 2008, Rodríguez-Cázares, 2008). El IIR se expresa en porcentaje (Cortés, 1997) para describir la importancia de cada artículo alimenticio.

Índice estandarizado de Levin (*B_i*) es usado para calcular la amplitud de dieta de los organismos. En donde: $B_i = 1/\sum p_j^2$. *B_i* = es el índice de amplitud de dieta de Levin. *P_j*: es la proporción de los individuos encontrados en o usados en el recurso *j*. El resultado se expresa de 0 a 1, donde 0 representa una dieta poco amplia y 1 una dieta amplia (Krebs, 1989).

Nivel trófico de cada taxa permite obtener información sobre la posición que ocupan los organismos en la red alimentaria (Pauly *et al.*, 2000); se estima usando el programa *Trophlab*. El resultado se expresa como un nivel trófico

entre 1 y 5. Donde entre 0-1 corresponde a los descomponedores, 1-2 a los productores primarios, 2-3 a consumidores primarios, 3-4 a consumidores secundarios y > 4 a consumidores terciarios.

Índice de omivoría es estimado mediante el índice de omivoría (IO) propuesto por Pauly *et al.*, (2000). Este índice es adimensional y describe la distribución de las interacciones en cada nivel trófico y los valores se muestran en un intervalo de 0 a 1. Cuando el valor de IO es cercano al 0, el consumidor se considera especialista. Si el valor de IO es cercano a 1, el consumidor se alimenta de varios niveles tróficos.

Traslape o sobreposición de dieta entre los distintos taxa de peces, es estimado con el índice de traslape de nicho de Horn (Krebs, 1989) con la siguiente fórmula:

$$Ro = \frac{(P_{ij} + P_{ik}) \log(P_{ij} + P_{ik}) - P_{ij} \log P_{ij} - P_{ik} \log P_{ik}}{2 \log 2}$$

Donde: *Ro* = es el índice de traslape de nicho de Horn entre la especie. *P_{ij}* es la proporción del recurso *i* que se utiliza por la especie *j*. *P_{ik}*: es la proporción del recurso *i* que es utilizada por la especie *k*. *N*: número total de los diferentes recursos. Los valores que toma este índice varían de 0 a 1. La superposición trófica es clasificada de acuerdo a la escala propuesta por Langton (1982), donde valores entre 0 y 0.29 indican una superposición baja, entre 0.30 y 0.65 una superposición media y entre 0.66 y 1 una superposición alta.

Bibliografía

- AMUNDSEN, P. A., H. M. GABLER y F. J. STALDVIK. 1996. "A new approach to graphical analysis of feeding strategy from stomach contents data-modification of the Costello (1990) method". *Journal of Fish Biology* 48: 607-614.
- BARÓN-MENDOZA, B. C. 2006. "Relaciones ecomorfológicas y dieta en siete especies de peces (Characidae) en afluentes de la quebrada Yahuaraca (Amazonia Colombiana) capturados en un periodo de época seca", Tesis de Licenciatura en Biología, Facultad de Ciencias-Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá.
- BEST, T. L. y A. L. GENNARO. 1985. "Food habitats of the western whiptail lizard (*Cnemidophorus tigris*) in southeastern New Mexico". *The Great Basin Naturalist* 45: 527-534.
- CAILLET, G. M., M. S. LOVE y A. W. EBELING. 1986. *Fishes: A Field and Laboratory Manual on their Structure, Identification, and Natural History*. Wadsworth Publishing. USA.
- CAILLIET, G., M. LOVE y A. EBELING. 1988. *Fishes: A Field and Laboratory Manual on Their Structure, Identification, and Natural History*. Waveland Press. Long Grove, Illinois.
- CANTO-MAZA, W. G. y M. E. VEGA-CENDEJAS. 2008. "Hábitos alimenticios del pez *Lagodon rhomboides* (Perciformes: Sparidae) en la laguna costera de Chelem, Yucatán, México". *Revista de Biología Tropical* 56: 1837-1846.
- CORTÉS, E. 1997. "A critical review of methods of studying fish feeding based on analysis of stomach contents: application to elasmobranch fishes". *Can J Fish Aquat Sci* 54: 726-738.
- HYNES, H. B. N. 1950. "The Food of Fresh-Water Sticklebacks (*Gasterosteus aculeatus* and *Pygosteus pungitius*), with a Review of Methods Used in Studies of the Food of Fishes". *The Journal of Animal Ecology* 19: 36-58.
- HYSLOP, E. J. 1980. "Stomach contents analysis-a review of methods and their application". *Journal of Fish Biology* 17: 411-429.
- JVLEV, V. S. 1961. *Experimental Ecology of the Feeding of Fishes*. Yale University Press. New Haven.
- KEENLEYSIDE, M. H. A. 1979. *Diversity and Adaptation in Fish Behavior*. Springer-Verlag. Nueva York.
- KIMMNO, K. K. A., Q. SIWERTSSONK, R. GJELLAND, T. B. KNUDSEN y P. ADMUNSEN. 2011. "The role of gill raker number variability in adaptative radiation of coregonid fish". *Evolutionary Ecology* 25: 573-588.
- KREBS, J. 1989. *Ecological Methodology*. Harper and Row. Nueva York, USA.
- LANGTON, R. W. 1982. "Diet overlap between Atlantic Cod, *Gadus morhua*, Silver Hake, *Merluccius bilinearis* and fifteen other Northwest Atlantic finfish". *Fishery Bulletin* 80: 745-759.
- MOYLE, P. B y J. J. CECH. 2000. *Fishes: an introduction to ichthyology*. Prentice Hall. Englewood Cliffs. Nueva Jersey, USA.
- PAULISSEN, M. A. 1987. "Optimal foraging and intraspecific diet differences in the lizard *Cnemidophorus sexlineatus*". *Oecologia* 71: 439-446.
- PAULY, D., V. CHRISTENSEN, R. FROESE, y M. PALOMARES. 2000. "Fishing down aquatic food webs". *American Scientist* 88: 46-51.
- RAMÍREZ, F. 2004. "Morfología del aparato bucal y digestivo y su relación con la dieta de algunas especies de peces en una quebrada de aguas negras (Amazonia colombiana)". Tesis de Licenciatura en Biología, Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá.
- RAMÍREZ-HERREJÓN, J. P., L. S. CASTAÑEDA-SAM, R. MONCAYO-ESTRADA, J. CARAVEO-PATIÑO y E. F. BALART. 2013. "Trophic ecology of the exotic Lerma livebearer *Poeciliopsis infans* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) in the Lago de Pátzcuaro, Central Mexico". *Revista de Biología Tropical* 61: 1289-1300.
- ROBINSON, B. W. y K. J. PARSONS. 2002. "Changing times, spaces, and faces: tests and implications of adaptative morphological plasticity in the fishes of northern postglacial lakes". *Canadian J. Fisheries and Aquat Sci.* 59: 1819-1833.
- RODRÍGUEZ-CAZAREZ, D. G. 2008. "Hábitos alimentarios de *Poeciliopsis fasciata* (Meek, 1904) y *Poeciliopsis gracilis* (Heckel, 1948) en la porción oaxaqueña de la reserva de la biosfera Tehuacan-Cuicatlan". Tesis de Doctorado, Instituto Politécnico Nacional. México.
- SAIKI, K. M. 1976. "Mean Bulk Index Method of Fish Food Analysis". *Progressive Fish-Culturist* 38: 55-56.
- SÁNCHEZ, R. M., G. GALVIS y P. F. VICTORIANO. 2003. "Relación entre características del tracto digestivo y los hábitos alimentarios de peces del Río Yucao, sistema del Río Meta (Colombia)". *Guayana* 67: 75-87.
- VEGA-CENDEJAS, M. E. 1990. "Interacción trófica entre dos bagres *Arius melanopus* (Agassiz, 1829) y *Arius felis* (Linnaeus, 1776) en las costas de Celestún Yucatán, México". *Anales del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología* 15: 185-194.
- WOOTTON, J. R. 2000. *Ecology of Teleost Fishes*. Chapman y Hall. Reino Unido.
- YÁÑEZ-ARANCIBIA, A., J. CURIEL GÓMEZ y V. LEYTON. 1976. "Prospección biológica y ecología del bagre marino *Galeichthys caeruleascens* (Günther) en el sistema lagunar costero de Guerrero, México (Pisces: Ariidae)". *Anales del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología* 3: 125-180.

Grupos funcionales de macromicetos en la producción primaria y secundaria de un ecosistema

13

Violeta Patiño Conde

Laboratorio Nacional de Síntesis Ecológica
y Conservación de Recursos Genéticos
ENES Unidad Morelia-UNAM
violeta@enesmorelia.unam.mx

Lilia Pérez Ramírez

Facultad de Ciencias-UNAM

José Luis Villarruel Ordaz

Universidad del Mar, Campus Puerto Escondido
jilvo@zicatela.umar.mx

Introducción

Un grupo funcional se refiere a un conjunto de especies que poseen atributos semejantes y que desempeñan papeles ecológicos equivalentes dentro de una comunidad o un ecosistema (Chapin III *et al.*, 2002). La formación de un grupo funcional está determinada por los atributos morfológicos, fisiológicos y/o de historia de vida que comparten las especies entre sí, además de por sus efectos sobre las propiedades de las comunidades bióticas y los ecosistemas, o por presentar una respuesta similar ante el ambiente o el disturbio (Hooper *et al.*, 2002).

Los hongos presentes en una comunidad o ecosistema también forman grupos funcionales y estos pueden ser reconocidos dependiendo, según Dighton (2016), de sus capacidades para formar asociaciones que promuevan la producción primaria (por ej. hongos micorrizógenos o liquenizados), de sus capacidades para reducir esta (por ej. hongos fitopatógenos) o la

producción secundaria (hongos patógenos de invertebrados y vertebrados) y por sus capacidades como descomponedores de materia orgánica (por ej. hongos degradadores de lignina).

Entender la importancia de los hongos como grupo funcional es también parte del entendimiento de los ecosistemas donde estos habitan, algunos grupos funcionales estarán sobrerrepresentados, mientras que otros serán más limitados o estarán asociados de maneras más especializadas como los simbioses (formando líquenes) o mutualistas (asociados a orquídeas o formando micorrizas en coníferas).

Tipo de preguntas que se pueden responder con estos métodos

Algunas de las preguntas que se pueden responder con la metodología planteada en esta práctica son las siguientes: ¿cuáles y cuántos grupos funcionales de hongos se encuentran en un ecosistema? y ¿es equitativo el número de

grupos funcionales de hongos en los ecosistemas?, entre otras.

Objetivos de aprendizaje

- I. Aprender a reconocer en campo los principales grupos funcionales donde los hongos, específicamente macromicetos de los phyla *Basidiomycota* y *Ascomycota*, los cuales participan dentro de los niveles de producción primaria y secundaria de un ecosistema.
- II. Entender la utilidad de los índices de afinidad cuando se compara la riqueza y composición de los macromicetos entre sitios o áreas diferentes.
- III. Aplicar los métodos de muestreo oportunista y por sustrato, de forma combinada, para determinar la riqueza y composición específica de macromicetos dentro de diferentes grupos funcionales.
- IV. Utilizar tanto guías de campo como claves taxonómicas (interactivas o no), para identificar especies o delimitar unidades taxonómicas operacionales.

Procedimiento

Materiales y métodos

- Libreta de campo, lápiz, etiquetas de colector, navaja o cuchillo de campo con funda y lupa con varios aumentos.
- Una canasta de fibras naturales o tela, y al menos una caja de plástico con varias divisiones; rollo de papel cera o bolsas de papel encerado de varios tamaños.
- Una cámara digital con una resolución mínima de cinco megapíxeles.
- Higrómetro.
- Guías de identificación para hongos, y, de ser posible, una computadora con conexión a internet.

Trabajo de campo

Los alumnos explorarán un área determinada y documentarán (o recolectarán) todos los hongos macroscópicos encontrados a su paso, indicando claramente su sustrato o asociación y el posible grupo funcional al que pertenecen. La riqueza y composición de cada uno de los grupos funcionales dentro del área serán determinadas por cada equipo, y los resultados para cada grupo funcional serán comparados entre los equipos por una tabla de afinidades.

Una vez elegido el ecosistema, preferentemente dominado por árboles, cada equipo establecerá un área de muestreo de 50 x 50 m, donde documentará: tipo de vegetación, especies arbóreas dominantes, humedad relativa y tipo de suelo. Es necesario que las áreas muestreadas representen diferentes condiciones ambientales. El muestreo se realizará combinando los métodos oportunista y por sustrato (Schmit y Lodge, 2005). El equipo recorrerá el área exhaustivamente y recolectará o documentará a su paso sólo aquellos cuerpos fructíferos que se encuentren en buen estado. Sin embargo, cada integrante dirigirá su esfuerzo a un sólo sustrato, asociación o grupo funcional (ver Tabla 1).

Documentación y recolecta de cuerpos fructíferos

Dentro del área de muestreo, cada alumno documentará y recolectará (si es necesario para su identificación) los cuerpos fructíferos que observe a simple vista o con la ayuda de una lupa de mano. Cada cuerpo fructífero encontrado deberá ser fotografiado y etiquetado correctamente. Las fotografías deberán ser identificadas por un código y deben incluir el cuerpo fructífero completo desde diferentes ángulos y el sustrato. La resolución de las fotografías debe ser mínimo de cinco megapíxeles para observar detalles del cuerpo fructífero (color, textura u ornamentaciones) que puedan ayudar a la identificación.

Trabajo de gabinete y análisis

La identificación de los cuerpos fructíferos (tanto fotografiados como recolectados) puede realizarse con la ayuda de guías de campo ilustradas o claves taxonómicas interactivas (ver Anexo 1). Otra estrategia es delimitar unidades morfológicas operacionales (UMO) considerando las diferencias que se aprecian a simple vista (forma y coloración del píleo, estípite o himenóforo), incluyendo aquellas de tipo ecológico.

Cada una de las especies identificadas o UMOs deben ser asignadas a un grupo funcional considerando tanto el sustrato donde fueron recolectas o las asociaciones que forman, así como la información encontrada en guías, claves interactivas o literatura especializada.

En la Tabla 1 cada equipo debe vaciar los datos obtenidos sobre la composición específica de cada grupo, si algún otro grupo funcional es reconocido debe incluirse en la misma tabla. En la Tabla 2 cada equipo debe vaciar los resul-

Tabla 1. Principales grupos funcionales donde participan hongos macroscópicos de los phyla *Basidiomycota* y *Ascomycota* de acuerdo con Dighton (2016).

Rol ecológico	Grupos funcionales	Composición específica
Promoción de la producción primaria	Hongos micorrizógenos*	
	Hongos liquenizados (Líquenes)	
Reducción de la producción primaria	Hongos fitopatógenos	
Reducción de la producción secundaria	Hongos patógenos de insectos	
Descomponedores	Hongos descomponedores de hojarasca y formadores de mantillo*	
	Hongos degradadores de madera (sobre suelo)	

* **Nota:** Las especies de estos grupos funcionales suelen confundirse o incluso traslaparse, por lo que sugerimos utilizar la información de la literatura especializada. O en su defecto hacer las asignaciones con base en un criterio propio común entre todos los equipos, por ejemplo: cuerpos fructíferos que crecen directamente sobre la tierra y tienen cordones miceliales pueden considerarse micorrizógenos mientras que aquellos que crecen directamente sobre hojarasca serán considerados descomponedores.

Tabla 2. Formato para tabulación de número de grupos funcionales de hongos en la zona de muestreo.

	Área 1	Área 2	Área 3	Área 4	Área 5	Área 6
Micorrizógenos						
Líquenzados						
Fitopatógenos						
Patógenos de insectos						
Descomponedores de hojarasca						
Descomponedores de madera						

tados obtenidos sobre la riqueza de cada grupo funcional, y en conjunto deben identificar si existen diferencias en cuanto a la riqueza específica de cada grupo funcional entre las áreas.

Para conocer el grado de afinidad o similitud entre las áreas muestreadas, los resultados obtenidos por grupo funcional deben ser comparados de forma pareada utilizando algún índice de Similitud, como el de Simpson o el

Jaccard (ver Anexo 2). Posteriormente, se deberán discutir los resultados obtenidos sobre la afinidad entre las áreas considerando: a) disponibilidad de los recursos (carbono u otra fuente de energía), b) cambios en las condiciones microclimáticas (humedad, luz, temperatura, etcétera) y c) las interacciones biológicas. Sugerimos leer el artículo de Hooper *et al.*, (2005).

Bibliografía

- CHAPIN III, F. S., P. A. MATSON y H. MOONEY. 2002. *Principles of terrestrial ecosystem ecology*. Springer-Verlag. Nueva York.
- DIGHTON, J. 2016. *Fungi in ecosystem process*. CRC Press. Boca Ratón.
- HOOPER, D. U., M. SOLAN, A. SYMSTAD, S. DÍAZ, M. O. GESSNER, N. BUCHMANN, V. DEGRANGE, P. GRIME, F. HULOT, F. MERMILLOD-BLONDIN, J. ROY, E. SPEHN y L. VAN PEER. 2002. "Species diversity, functional diversity, and ecosystem functioning" en M. LOREAU, S. NAEEM y P. INCHAUSTI (Eds.). *Biodiversity and ecosystem functioning: synthesis and perspectives*. Oxford University Press. Nueva York.
- HOOPER, D. U., F. S. CHAPIN III, J. J. EWEL, A. HÉCTOR, P. INCHAUSTI, S. LAVORTEL, J. H. LAWTON, D. M. LODGE, M. LOREAU, S. NAEEM, B. SCHMID, H. SETÄLÄ, A. J. SYMSTAD, J. VANDERMEER y D. A. WARDLE. 2005. "Effects of biodiversity on ecosystem functioning: a consensus of current knowledge". *Ecological Monographs* 75: 3-35.
- MARTÍNEZ-RAMOS, M. 2008. "Grupos Funcionales" en J. SOBERÓN, G. HALFFTER y J. LLORENTE-BOUSQUETS, (Comps.). *Capital natural de México, Vol. 1: Conocimiento Actual de la Biodiversidad*. Conabio. México, pp. 365-412.
- RAMÍREZ-GONZÁLEZ, A. 2006. *Ecología. Métodos de muestreo y análisis de poblaciones y comunidades*. Editorial Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá.
- SCHMIT, J. P. y D. J. LODGE. 2005. "Classical methods and modern analysis for studying fungal diversity" en J. DIGHTON, J. F. WHITE y P. OUDEMANS (Eds.). *The Fungal Community. Its Organization and Role in the Ecosystem*. CRC Press. Boca Ratón, pp. 193-214.
- SIMPSON, G.G. 1943. "Mammals and the nature of continents". *Amercina Journal of Science* 241: 1-31.

Anexo 1

Guías de campo ilustradas y claves interactivas

A guide to lichens on twigs **URL:** <http://www.nhm.ac.uk/take-part/identify-nature/lichen-id-guide/index.dsm1>

A key to common lichens on tree in England **URL:** http://dbiodbs.units.it/carso/chiavi_pub21?sc=351

American mushrooms **URL:** <http://americanmushrooms.com/gallery.htm>

Clave de identificación de grandes grupos de macromicetos por Lilia Pérez Ramírez
URL: <https://drive.google.com/file/d/OBzIPmNsyp8EAVWJ4bFZKS3ZXc1E/view?usp=sharing>

Fieldkey mushrooms groups **URL:**
<http://nemf1.homestead.com/files/lincoff/fieldkey/fieldkey.html>

First Nature **URL:** <http://www.first-nature.com/fungi/~id-guide.php>

Macrolíquenes epifitos de España. Una guía interactiva. **URL:** http://dbiodbs.units.it/carso/chiavi_pub21?sc=310

MushroomExpert **URL:** http://www.mushroomexpert.com/major_groups.html

Mycokey 4.0 **URL:** <http://www.mycokey.com/newMycoKeySite/MycoKeyIdentQuick.html>

Mycokey 4.0 descargable **URL:** <http://www.mycokey.com/newMycoKeySite/MycoKey3Sales.html>

The Fungi of California **URL:** <http://www.mykoweb.com/CAF/skey.html>

Anexo 2

ÍNDICE DE SIMILITUD DE SIMPSON (1943)

$$A = c / (a \times b)^{1/2}$$

Donde a y b son el número de especies del área A y B, respectivamente, y c es el número de especies comunes a ambas áreas.

ÍNDICE DE SIMILITUD DE JACCARD (Ramírez González, 2006)

$$I_j = c / (a + b + c)$$

donde a es el número de especies presentes en el área A, b las presentes en el área B y c las presentes en ambas áreas.

Anexo 3

Etiqueta de colector

Nombre del Colector*:	_____
No. de Colecta*:	_____
Tipo de Vegetación*:	_____
Sustrato*:	_____
Fotografía:	_____
Grupo taxonómico:	_____
Grupo funcional:	_____

CUARTA PARTE

INTERACCIONES BIÓTICAS, ECOLOGÍA DE LA CONDUCTA Y ECOLOGÍA FUNCIONAL

Herbivoría en plantas con diferentes estrategias de crecimiento

14

Ek del Val de Gortari

Instituto de Investigaciones en Ecosistemas y Sustentabilidad
ENES Unidad Morelia-UNAM
ekdelval@cieco.unam.mx

Introducción

Las interacciones bióticas son las relaciones que se establecen entre individuos de diferentes especies que conviven en el tiempo y en el espacio. Estas pueden ser mutualistas, cuando son benéficas para ambas especies; comensalistas cuando sólo una de las especies se ve beneficiada y la otra no tiene cambios, o antagonistas, cuando la interacción es perjudicial para una o ambas especies (del-Val y Boege, 2012). Dentro de las interacciones antagonistas se encuentra la herbivoría, en la cual un animal consume una planta para obtener su alimento mientras que la planta pierde tejido vegetal con repercusiones negativas para su desempeño y adecuación (Marquis, 1984).

A nivel mundial, la herbivoría es considerada una interacción biótica muy importante puesto que involucra a un porcentaje importante de la biota (entre plantas y herbívoros se concentra más del 50% de las especies descritas; del-Val, 2012). Dada la gran presión que ejercen los herbívoros sobre las plantas, las especies vegetales han desarrollado diferentes estrategias defensivas para lidiar con ellos (Crawley, 1983), como la producción activa de compuestos secundarios, tales como alcaloides,

taninos o terpenos, el engrosamiento de la cutícula, tricomas foliares o la asociación con hormigas protectoras; mientras que otras especies tienen la capacidad de compensar el tejido removido aumentando (tolerancia) su producción de hojas o la tasa fotosintética de las hojas remanentes (Coley y Barone, 1996). A su vez, los herbívoros también han desarrollado mecanismos para lidiar con todas estas defensas (del-Val, 2012).

Dependiendo de la estrategia de crecimiento que tenga una planta, es decir, si tiene un ciclo de vida largo o corto, si es una herbácea o una planta leñosa, si es caducifolia o perennifolia, el conjunto de defensas contra herbívoros que presente serán diferentes. Por lo tanto, los niveles de herbivoría son diferentes dependiendo de la estrategia de vida de la especie en cuestión.

Las plantas viven en sitios con recursos limitados, por ello deben repartir los recursos disponibles entre las diferentes funciones que implica su desarrollo, en términos generales reparten su presupuesto de recursos entre el crecimiento, la defensa y la reproducción (Coley *et al.*, 1985). Por lo general, las especies con ciclos de vida cortos presentan altas tasas de crecimiento y reproducción, y por lo tanto

tienen una menor asignación a defensa, lo cual se traduce en mayores tasas de herbivoría, mientras que especies de larga vida, asignan una mayor cantidad de recursos a la defensa y a la reproducción que al crecimiento, presentando niveles de herbivoría mayores. En esta práctica, pondrás a prueba esta hipótesis, comparando los niveles de herbivoría de dos plantas con estrategias de crecimiento contrastantes.

Tipo de preguntas que se pueden responder con estos métodos

Con la metodología utilizada en esta práctica se pueden plantear preguntas como las siguientes: ¿Cuál es la intensidad de la herbívora en una población de plantas? ¿Existen diferencias en la intensidad de la herbivoría entre individuos de una misma población de plantas? ¿Existe una relación entre la estrategia de vida de las plantas y la herbivoría? y ¿Existe una relación entre la herbivoría y el tamaño de las plantas?

Objetivos de aprendizaje

- El alumno aprenderá a medir los niveles de daño por herbívoros en hojas de diferentes especies.
- El alumno relacionará los niveles de herbivoría con el tamaño de las plantas.
- El alumno pondrá a prueba la hipótesis referente a la relación entre la estrategia de vida de las plantas y sus niveles de herbivoría.

Procedimiento

Se seleccionarán dos especies vegetales que tengan formas de crecimiento contrastantes, una herbácea y un árbol que presenten hojas grandes y simples. De cada especie se seleccionarán 20 individuos con tamaños homogéneos y se colectarán 5 hojas por planta seleccionadas al azar, considerando que provengan de dife-

rentes estratos de la copa. Se tomarán medidas de tamaño de cada planta, en el caso del árbol se tomará el DAP (diámetro a la altura del pecho) y el tamaño de la copa (para ello se realizará una medición de la sección de la copa más larga y otra medición de manera perpendicular); para la herbácea se tomará la altura y el tamaño de la copa.

En todas las hojas se realizarán mediciones de herbivoría utilizando el método del acetato transparente y el método de categorías visuales (Domínguez y Dirzo, 1994). Para ello se utilizará un acetato transparente de 20 cm² con una cuadrícula de 1 x 1 cm. Cada hoja se colocará detrás del acetato y se contarán el número de cuadros totales (área total de la hoja) y el número de cuadros con daño (área con herbivoría) y se registrarán en la libreta de campo. En las mismas hojas se estimará también el daño por herbívoros utilizando la metodología propuesta por Domínguez y Dirzo (1994), para ello se asignará una categoría de daño de manera visual, este método tiene las categorías de daño: 0, 1, 2, 3, 4 y 5, a las cuales les corresponden los rangos de porcentajes de daño: sin herbivoría, 1-5%, 6-12%, 13-25%, 26-50% y 51-100%, respectivamente (Figura 1).

El análisis de los datos de deberá llevar a cabo de acuerdo a la siguiente secuencia de paso:

- Calcular el porcentaje de herbivoría por individuo, haciendo un promedio de todas las hojas de cada planta con el método del acetato.
- Calcular el porcentaje de herbivoría por especie, haciendo un promedio de la herbivoría de todas las plantas con el método del acetato.
- Hacer una comparación estadística entre las dos especies vegetales con los datos transformados $\ln([1000 \times \text{porcentaje} (\%) \text{ del área foliar con herbivoría}] + 1)$ para saber si hay diferencias significativas.

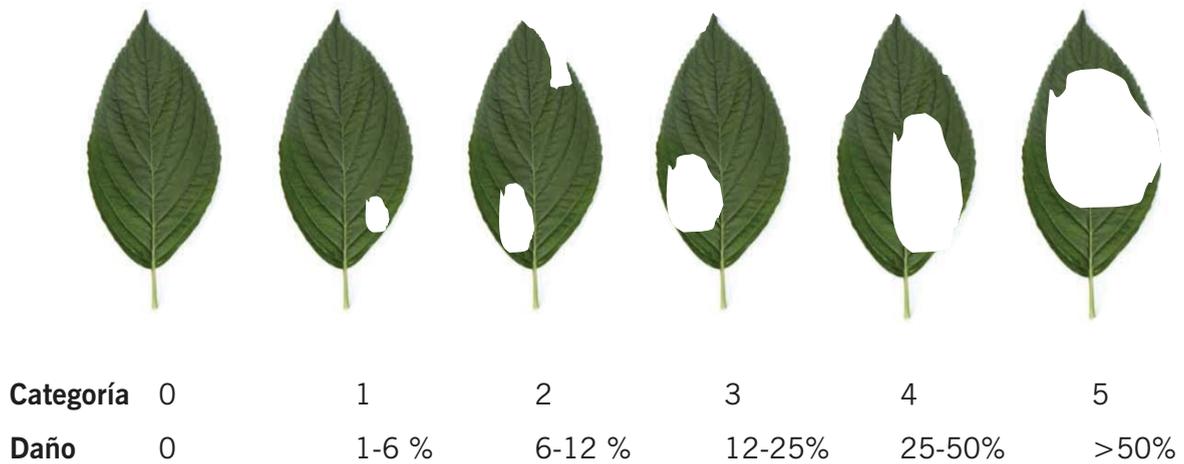


Figura 1. Ejemplo de categorías de daño mostrando porcentajes de área foliar removida.

- Posteriormente calcular el índice de herbivoría por planta utilizando las categorías visuales, promediando el índice por hoja, y después el índice por especie promediando el índice por planta. Para analizar si hay diferencias entre el índice de herbivoría visual entre especies se realizará una c^2 , utilizando el número de hojas por categoría de daño por especie.
- Realizar una correlación para cada especie entre el tamaño del árbol y el porcentaje de herbivoría por individuo, y otra correlación entre el tamaño de la copa y el porcentaje de herbivoría por individuo

Los resultados deberán ser presentados en un gráfico de barras, usando al porcentaje de herbivoría por especie incluyendo la variación asociada (error estándar o desviación estándar) como el factor principal, así como otros gráfi-

cos de barras por especie con el número de hojas por categoría de daño para conocer la distribución en las categorías de daño. Las correlaciones deben presentarse de manera gráfica, con diagramas de dispersión entre tamaño de la planta (altura y cobertura de la copa) y porcentaje de herbivoría para cada especie, lo que da un total de cuatro gráficos. Todo los gráficos y análisis estadísticos deben ser descritos en el texto.

Una parte importante de la práctica es entender que existen diferentes métodos para estimar las mismas cosas, no obstante, los métodos difieren en su precisión, es por ello que es importante que en el reporte se discutan las diferencias de porcentajes de herbivoría entre las especies y las diferencias entre los dos índices utilizados, además, también es importante mencionar las causas y los mecanismos de por qué pueden ser o no ser diferentes los porcentajes de herbivoría relacionados con la forma de vida de cada especie, así como los sistemas defensivos de cada planta.

Bibliografía

- BOEGE, K. y R. MARQUIS. 2005. "Facing herbivory as you grow up: the ontogeny of resistance in plants". *Trends in Ecology and Evolution* 20: 441-448.
- COLEY, P. D., J. P. BRYANT y F. S. III. CHAPIN. 1985. "Resource availability and plant anti-herbivore defense". *Science* 230: 895-899.
- COLEY, P. D. y J. A. BARONE. 1996. "Herbivory and plant defenses in tropical forests". *Annual Review of Ecology and Systematics* 27: 305-335.
- Crawley, M. J. 1983. *Herbivory: the dynamics of animal-plant interactions*. Blackwell Scientific Publications. Oxford.
- DEL-VAL, E. 2012. "Herbivoría". E. del-Val y K. Boege (Eds.). *Ecología y evolución de las interacciones bióticas*. UNAM/Fondo de Cultura Económica. México, pp. 44-69.
- DEL VAL, E. y K. BOEGE. 2012. *Ecología y evolución de las interacciones bióticas*. UNAM/Fondo de Cultura Económica. México.
- DOMÍNGUEZ, C. A. y R. DIRZO. 1994). "Effects of Defoliation on *Erythroxylum havanense*, a Tropical Proleptic Species". *Ecology* 75: 1896-1902.
- Marquis, R. 1984. "Leaf herbivores decrease fitness of a tropical plant". *Science* 226: 537-539.

Anexo1 Hoja de datos

Especie	Individuo	Hoja	Altura (cm)	Tamaño de la copa (cm)	Área total (# total de cuadros)	Área consumida (# total de cuadros con daño)	% de herbivoría	Categoría Visual de daño
Árbol	1	1						
Árbol	1	2						
Árbol	1	3						
Árbol	1	4						
Árbol	1	5						
Árbol	2	1						
Árbol	2	2						
Árbol	2	3						
Árbol	2	4						
Árbol	2	5						
Árbol	3	1						
Árbol	3	2						
Árbol	3	3						
Árbol	3	4						
Árbol	3	5						

La competencia por parejas en *Hetaerina americana* favorece la evolución de la pigmentación de sus alas

15

Jorge Contreras Garduño

Laboratorio de Ecología Evolutiva
Grupo de Selección Sexual y Ecoinmunología
ENES Unidad Morelia-UNAM
jcg@enesmorelia.unam.mx

Jorge Canales Lazcano

Laboratorio de Ecología Evolutiva
Grupo de Selección Sexual y Ecoinmunología
ENES Unidad Morelia-UNAM

Introducción

Un fenómeno que intrigó a Charles Darwin fue que machos y hembras de una gran cantidad de especies eran morfológicamente diferentes (Darwin, 1871). Darwin básicamente observó que los machos en la mayoría de las especies desarrollan caracteres a menudo conspicuos, por ejemplo: las plumas extremadamente largas en aves, sus colores y sonidos llamativos, los cuernos en insectos o las astas de venados. Darwin propuso que las armas (espinas, astas, cuernos o dentaduras poderosas) evolucionaban por competencia entre los miembros de un sexo para aparearse con el sexo opuesto, y que los ornamentos (danzas, colores brillantes, cantos u olores llamativos) evolucionaban porque su grado de desarrollo estaba positivamente relacionado con la preferencia de apareamiento por parte de un sexo (usualmente en las hembras), con el sexo opuesto. Sin embargo, ¿será posible que

los ornamentos, tales como colores llamativos, también pudieran evolucionar por competencia entre machos por el acceso a las hembras?

En esta práctica se indaga esta pregunta usando a los Odonatos (libélulas y caballitos del diablo) como modelo de estudio. En particular, se utilizará a la libélula *Hetaerina americana* porque se conoce bien su conducta reproductiva. Los machos de *H. americana* poseen una mancha roja en la base de sus cuatro alas, y se ha visto que los machos de manchas más grandes ganan la competencia por territorios a los machos de manchas pequeñas (Grether, 1996; Contreras-Garduño *et al.*, 2006). Además, las hembras no prefieren a un macho sobre otro en función del tamaño de sus manchas, por lo que se propone que, en esta especie, el tamaño de las manchas evolucionó por competencia entre machos y no por elección femenina (Grether 1996). Algo que también cabe destacar, es que es el tamaño de la man-



Figura 1. Hembras, machos y hábitat típico de la libélula *Hetaerina americana*. Nótese la mancha roja en la imagen del macho.

cha y no la intensidad del color rojo o el brillo de la mancha, es lo que parece determinar la contienda (Contreras-Garduño *et al.*, 2007a).

La conducta de territorialidad en odonatos comienza con la madurez sexual. En este momento, los machos van a la orilla de los ríos a pelear por los sitios a donde llegan las hembras a copular (Córdoba-Aguilar y Cordero-Rivera, 2005). Las contiendas por territorios raramente son de contacto físico, ya que por lo general son contiendas ritualizadas en donde los machos realizan una serie de persecuciones (el dueño del territorio persigue a otro que pasa por su territorio) y vuelos en espiral de manera ascendente y descendente (Córdoba-Aguilar y Cordero-Rivera, 2005). En *H. americana*, la duración de los vuelos en espiral determina al ganador; los machos que abandonan el vuelo en espiral pierden la pelea y el territorio (Grether, 1996). En *H. americana*, los machos con manchas más grandes, en comparación con los de manchas pequeñas, además de ser dueños de los territorios a los que llegan las hembras a copular, poseen músculos más grandes y grasa y defensas contra parásitos, por lo que se considera que la mancha es un indicador de la condición corporal, es decir, de salud y la fortaleza (Contreras-Garduño *et al.*, 2006; 2007b; 2008). Si esto es cierto, la manipulación del tamaño de la mancha sería suficiente para que un macho gane o pierda una pelea. De lo con-

trario, sería la condición y no la mancha en sí, lo que determinaría al vencedor. Esta dicotomía se puede explorar separando el tamaño de la mancha y la condición mediante la manipulación experimental del tamaño de la mancha.

Tipo de preguntas que se pueden responder con estos métodos

Algunas de las preguntas que se pueden contestar con la metodología planteada en esta práctica podrían ser las siguientes: ¿en qué consisten los combates ritualizados de las libélulas de la especie *Hetaerina americana*? y ¿cuáles son los caracteres que se favorecieron para las contiendas por el territorio en los machos de *Hetaerina americana*?

Objetivos de aprendizaje

- Determinar de manera experimental si durante la persecución, es más probable que el macho perseguidor tenga la mancha más grande que el macho perseguido.
- Estimar de manera experimental si en las contiendas (vuelos en espiral), los machos de manchas más grandes tienen una menor probabilidad de perder el territorio, en comparación con los machos de manchas pequeñas.

Procedimiento

Las observaciones de conducta se llevarán a cabo entre las 11:00 y las 14:00 porque son las horas de mayor actividad de territorialidad y obtención de apareamientos (Grether, 1996; Contreras-Garduño *et al.*, 2006). Antes de la captura y el marcaje se hará un transecto de 1000 metros a la orilla del río, el cual se considera como el área focal. De las 9:00 a las 12:00 se atraparán libélulas con una red aérea y serán marcadas con plumones negros indelebles en el ala superior derecha. Los machos juveniles (poseen un punto amarillo en la parte distal de las alas) no serán marcados porque ellos aun no son sexualmente activos y no pelean. El marcaje consistirá en números de manera ascendente y se recomienda marcar de 200 a 250 animales. Al momento del marcaje se tomará una foto (Figura 2) de cada una de las cuatro alas de cada macho y se medirá la longitud (largo) del tórax con un vernier o calibrador. De la mancha se obtendrá el porcentaje de la mancha respecto al ala con el programa Image J (ver Contreras-Garduño *et al.*, 2006).

Después del marcaje, se buscará a los machos en el transecto previamente establecido,

quienes en ese momento se convertirán en los machos focales y se realizarán registros continuos de conducta para determinar qué machos se comportan como territoriales o no territoriales. Se consideran conductas de territorialidad las persecuciones y peleas (vuelos en espiral; Contreras-Garduño *et al.*, 2006). Se anotará el número de cada macho de acuerdo con su conducta territorial (que pelee en el mismo sitio al menos por dos días) o no territorial (que no defienda un territorio fijo al menos por dos días), y el tipo de conducta territorial que lleve a cabo (persecución o vuelo en espiral; Contreras-Garduño *et al.*, 2006, 2009). En el caso de las peleas se anotará el tiempo de duración. Los machos que se mantengan en el territorio después de una pelea serán considerados como los ganadores.

Para saber si los machos territoriales poseen manchas más grandes que los no territoriales, se comparará el tamaño de la mancha de cada macho después del marcaje y se controlará por el tamaño del macho (longitud del tórax). Para saber si luego de una persecución es más probable que el macho perseguidor tenga manchas más grandes que el macho perseguido, se anotará la identidad (número) de los



Figura 2. Forma de marcaje y fotografiado de alas de libélula. Foto por: Adolfo Cordero Rivera.

machos que persiguen y los perseguidos y se comparará el tamaño de sus manchas. Finalmente, tomando en cuenta las peleas de más de dos minutos (momento en que es más probable una contienda con intercambio de territorio; Contreras-Garduño *et al.*, 2006) se anotará el número del macho que abandona la pelea (perdedor) y del macho que se mantiene en el territorio (ganador). Se comparará el tamaño de la mancha de estos machos.

Para analizar el papel de la mancha independientemente de la condición individual, manipularemos la mancha de machos territoriales y no territoriales utilizando plumones Prismacolor®. La mancha será modificada después de las 14:00 y se liberará a las libélulas para observarlas al día siguiente, con la intención de reducir el efecto de la manipulación durante las observaciones. Después de este tiempo las li-

bélulas casi no pelean y solamente se alimentan. El tamaño de la mancha se aumentará en individuos que no tienen territorio con un plumón color rojo (Prismacolor® PM-4) y en los territoriales se aplicará color negro (Prismacolor® PM-98). A otro grupo de machos territoriales se les aplicará color transparente para reducir el tamaño de sus manchas (Grether *et al.*, 2015). El aumento o disminución en cada caso será del 50% de su mancha y con el plumón negro se cubrirá la totalidad del rojo de la mancha. Se determinará si el estatus de territorialidad cambia en función de la manipulación de la mancha y se comparará el efecto de reducir o aumentar el tamaño de la mancha en los territoriales y no territoriales, así como el cambio de color. Los datos de persecuciones y tiempo de peleas se compararán antes y después de la manipulación, así como entre los tres tratamientos.

Bibliografía

- ANDERSSON, M. 1994. *Sexual Selection*. Princeton University Press. Princeton.
- CONTRERAS-GARDUÑO, J., J. CANALES-LAZCANO y A. CÓRDOBA-AGUILAR. 2006. "Wing pigmentation, immune ability and fat reserves in males of the rubyspot damselfly, *Hetaerina Americana*". *Journal of Ethology* 24: 165-173.
- CONTRERAS-GARDUÑO, J., B. A. BUZZATTO, L. ABUNDIS, K. NÁJERA-CORDERO y A. CÓRDOBA-AGUILAR. 2007a. "Wing color properties do not reflect male condition in the American rubyspot (*Hetaerina americana*)". *Ethology* 113: 944-952.
- CONTRERAS-GARDUÑO, J., H. LANZ-MENDOZA y A. CÓRDOBA-AGUILAR. 2007b. "The expression of a sexually selected trait correlates with different immune response components and survival ability in males of the damselfly *Hetaerina Americana*". *Journal of Insect Physiology* 53: 612-621.
- CONTRERAS-GARDUÑO, J., B. A. BUZZATTO, M. A. SERRANO-MENESES, K. NÁJERA-CORDERO y A. CÓRDOBA-AGUILAR. 2008. "The size of the red wing spot of the american rubyspot (*Hetaerina americana*) as a heightened condition dependent ornament". *Behavioral Ecology* 19: 724-732.
- CONTRERAS-GARDUÑO, J., A. CÓRDOBA-AGUILAR, H. LANZ-MENDOZA y A. CORDERO-RIVERA. 2009. "Territorial behaviour and immunity are mediated by juvenile hormone: the physiological basis of honest signalling?". *Functional Ecology* 23: 157-163.
- CÓRDOBA-AGUILAR, A. y A. CORDERO-RIVERA. 2005. "Evolution and ecology of *Calopterygidae* (Zygoptera: Odonata): status of knowledge and research perspectives". *Neotropical Entomology* 34: 861-879.
- DARWIN, C. 1871. *The Descent of Man and Selection in Relation to Sex*. John Murray. Londres.
- GRETHER, G. F. 1996. "Intersexual competition alone favours a sexually dimorphic ornament in the rubyspot damselfly *Hetaerina Americana*". *Evolution* 50: 1949-1957.
- GRETHER, G. F., J. P. DRURY, E. BERLIN y C. N. ANDERSON. 2015. "The role of wing coloration in sex recognition and competitor recognition in rubyspot damselflies (*Hetaerina* spp.)". *Ethology* 121: 674-685.

Caracterización del comportamiento termorregulador en lagartijas

16

Saúl López Alcaide
CONABIO
sla@st.ib.unam.mx

Los estudios sobre biología y ecología térmica, comportamiento y desempeño termorregulador, así como fisiología en ectotermos como los reptiles, particularmente lagartijas, han cobrado relevancia en la actualidad debido a su gran diversidad, y a que estos organismos podrían ser altamente vulnerables al episodio contemporáneo de incremento global de la temperatura (Sinervo *et al.*, 2010). Por estas razones, resulta interesante y necesario aprender a evaluar lo anterior y responder preguntas relacionadas con la tolerancia térmica, estrategias de comportamiento y posibles cambios regulados genéticamente en los rasgos asociados a la termorregulación. De esta manera es posible evaluar si estos organismos son capaces de adaptarse a las condiciones térmicas disponibles en su ambiente, o si, por el contrario, la persistencia de poblaciones y especies resultaría negativamente afectada por la variación de estas condiciones térmicas (Huey *et al.*, 2012).

Desde hace 40 años los ecólogos han desarrollado diversos protocolos para evaluar el comportamiento termorregulador y la temperatura corporal (T_b) de lagartijas en campo, así como temperaturas seleccionadas (T_{sel}) y temperaturas críticas máximas toleradas (T_{cmax}) en

el laboratorio (Hertz, 1992). Estos van desde análisis biofísicos de transferencia de calor entre los organismos y su ambiente (Bakken, 1976), la incorporación de rasgos fisiológicos y de historias de vida de los organismos para predecir la temperatura corporal adecuada para un óptimo desempeño de acuerdo al estado fisiológico en el que se encuentren, y de cómo los efectos próximos de la temperatura pueden influir sobre características de sus historias de vida, como la fecundidad y las tasas de sobrevivencia (Beuchat y Ellner, 1987; Van Damme *et al.*, 1990), hasta el uso de modelos biofísicos para evaluar relación costo-beneficio de la actividad termorreguladora en las lagartijas (Huey y Slatkin, 1976; Bakken, 1992;). Estos últimos modelos son muy útiles para medir el ambiente térmico a una escala relevante para los animales, por medio de integrar la transferencia de calor por medio de convección y radiación entre el ambiente y los organismos (Hertz *et al.*, 1993), lo que los hace muy útiles para examinar las relaciones entre la fisiología y la ecología de los animales y su ambiente térmico (Dzialowski, 2005).

Por medio del uso de los modelos biofísicos es posible caracterizar tanto la precisión y

efectividad termorreguladora de los organismos, como la calidad térmica del ambiente en que habitan (Hertz *et al.*, 1993).

Tipo de preguntas que se pueden responder con estos métodos

Algunas preguntas que se pueden responder con esta metodología son las siguientes: ¿Cómo es el comportamiento termorregulador de las lagartijas de zonas altas y zonas bajas? ¿De qué componentes se estructura el comportamiento termorregulador en las lagartijas? y ¿Cómo está asociado el comportamiento termorregulador con factores como el cambio climático y la conservación?

Objetivos de aprendizaje

- Entender los factores que determinan el comportamiento termorregulador en las lagartijas.
- Determinar el comportamiento termorregulador en una población de lagartijas.

Procedimiento

Para llevar a cabo esta práctica es importante contar con los siguientes materiales y equipo:

- Sacos de manta para contener a las lagartijas atrapadas.
- Caña de pescar telescópica e hilo dental encerado para la captura de lagartijas.
- Termómetro cloacal de lectura rápida o termómetro digital con termocupla.
- Modelos biofísicos de las lagartijas, pueden ser de cobre o de policloruro de vinilo (PVC).
- Registradores de temperatura (*data-loggers*).
- Gradiente de temperatura (ver Figura 1).
- Termómetro infrarrojo.

Trabajo de campo y laboratorio

Se deberá ubicar una población de lagartijas con una abundancia considerable y de preferencia de fácil captura. Las lagartijas del género *Sceloporus* suelen presentar poblaciones abundantes y son de captura sencilla, las especies del género *Urosaurus*, *Uma*, *Uta* y *Anolis* también son grupos adecuados para este tipo de estudios. Para determinar la temperatura corporal de actividad en campo (T_b) es necesario capturar a los organismos procurando no altear su temperatura, para lo cual podemos recurrir a técnicas como la de “lazada” (consistente en atrapar a las lagartijas con ayuda de una caña de pescar en cuyo extremo se colocará un nudo corredizo con hilo para pescar, multifilamento o hilo dental preferentemente), con el fin de provocar las menores alteraciones posibles al organismo y registrar su temperatura corporal lo más exactamente posible. La T_b puede ser medida con termómetros cloacales de lectura rápida (Miller & Weber®; George St, Flushing, NY) o termómetros digitales a través de una termocupla, siempre y cuando el tiempo de captura no exceda más de un minuto.

Paralelamente al registro de las temperaturas corporales de las lagartijas, debe medirse la temperatura operativa (T_o) o temperatura a la cual podrían estar expuestos los organismos. Esto puede hacerse por medio de modelos biofísicos del tamaño, forma y color de la especie o especies que se estén evaluando, con el objetivo de igualar su absorción de radiación solar. Los modelos biofísicos se deben colocar aleatoriamente en los microhábitats que utilizan los animales durante su periodo de actividad. Estos modelos generalmente proveen estimaciones precisas de las temperaturas operativas de los pequeños ectotermos (d” 10 cm.) que presentan una limitada capacidad fisiológica para controlar sus tasas de intercambio de calor y mantener sus temperaturas corporales en equilibrio (Bakken, 1992; Hertz, 1992). Estos mo-

delos pueden ser fabricados de diversos materiales, aunque los más comúnmente usados son el cobre o el policloruro de vinilo (PVC).

Los modelos biofísicos con las características morfológicas y de coloración de las especies a estudiar deben estar conectados a registradores de temperatura (o *dataloggers*), de los cuales existen varias marcas, aunque entre los más comúnmente utilizados están los de la marca Onset Computer Corporation®, particularmente los modelos HOBO Pendant® G - UA-004-64 (-40 a 70°C ± 0.2°C o de 0° a 50°C) y HOBO U23 Pro v2 - U23-001® (-40 a 70°C ± 0.2°C o de 0° a 50°C). También es posible utilizar registradores de datos como el iButton® DS1990A (Maxim Integrated Products, San José California), que es de tamaño reducido por lo que puede ser colocado fácilmente en grietas pequeñas o en ramas de árboles o arbustos cuando se trabaje con especies arborícolas.

Una vez conectados los registradores de datos a los modelos, se podrá caracterizar la T_e que experimentan los organismos colocando estos dispositivos aleatoriamente en los diferentes microhábitats que ocupan durante su periodo de actividad, para lo cual es posible programarlos, ya sea para que tomen la temperatura disponible durante varios días las 24 hrs o durante varios días únicamente durante algún periodo

determinado, por ejemplo en el caso de las especies diurnas de las que se conozca su periodo de actividad (Figura 1). Es importante considerar que previo a su uso, los modelos biofísicos deben ser calibrados *in situ* para reducir el error en la medición de la T_e existente en las localidades habitadas por las lagartijas, preferentemente comparando la variación de su temperatura con la T_b de animales vivos; para esto es útil medir ambas temperaturas simultáneamente cada 60 segundos durante 10 minutos con un termómetro digital o infrarrojo de alta exactitud, y verificar si la temperatura del modelo simula con precisión el T_b de la lagartija viva bajo las mismas condiciones térmicas. Los datos se pueden comparar por un análisis de regresión. Este procedimiento es adecuado para organismos pequeños, ≤ 30 g y 100 mm de longitud hocico-cloaca (LHC) con capacidad calorífica insignificante (Bakken, 1992; Hertz *et al.*, 1993; Bauwens *et al.*, 1996; Diaz, 1997; Dzialowski, 2005).

Además de la anterior, existen otras alternativas para calibrar los modelos, tales como colocarlos junto a los animales vivos en cámaras con temperatura controlada y constante (Hertz, 1992). Posteriormente, para poder calcular tanto los índices de precisión y efectividad termorreguladora de las lagartijas, como el índice de calidad térmica del ambiente, es ne-



Figura 1. Registradores de temperatura para caracterizar la temperatura operativa (T_e) disponible para una lagartija en actividad a nivel de microhábitat.

cesario trasladar las cámaras al laboratorio en donde se les someterá a un gradiente térmico desarrollado para tal efecto.

La medición de temperatura corporal seleccionada (T_{sel}) se deberá medir en el laboratorio o bajo condiciones lo más controladas posibles (hotel, estación biológica, etcétera) Los organismos colectados en campo pueden ser aclimatados por algunos días antes de ser sometidos al gradiente térmico (Figura 2), dentro de contenedores de plástico con las dimensiones adecuadas, dependiendo de su talla, en un régimen de temperatura constante que imite la temperatura ambiente promedio que experimentan en su ambiente natural (Kelley *et al.*, 2006), lo cual proporcionará una temperatura de referencia para las mediciones de T_{sel} (Simon *et al.* 2015) en un cuarto con temperatura estable ($X=19.7\pm 0.39^{\circ}\text{C}$) y con ventanas que provean el fotoperiodo al cual están acostumbrados los organismos (0800–1800). Posteriormente, se colocarán en gradiente fototermal en donde se podrá seleccionar su temperatura corporal preferida (T_{sel}) sin que exista ningún obstáculo que lo impida o limite.

Dicho gradiente puede variar en sus dimensiones dependiendo de la especie que se esté evaluando. Por ejemplo, para especies pertenecientes al género *Sceloporus* puede ser adecuado uno con 120 cm de longitud x 80 cm de ancho, dividido en encierros de 8 cm cada uno, acondicionados con piso de arena y rocas. Para producir el gradiente, por ejemplo, entre 25–50 °C, es recomendable suspender lámparas incandescentes con distintas intensidades a lo largo del gradiente para el caso de lagartijas heliotérmicas o placas térmicas en el caso de lagartijas tigmotérmicas. Aunque es mucho más preciso conectar las lámparas a dispositivos que regulen su encendido y apagado, con el objetivo de que en el sitio específico en donde sean colocados los animales encuentren una temperatura constante con variación mínima. Entonces se obtendrá un ambiente con suficiente

heterogeneidad térmica (un extremo “frío” 25–30 °C y un extremo caliente 45–50 °C) que permita a los organismos seleccionar su temperatura corporal preferida (Figura 2) (Hertz *et al.*, 1993).

Es recomendable tomar la temperatura de los organismos con un termómetro infrarrojo de alta precisión para perturbarlos lo menos posible, lo que podría aumentar el error de medición. La T_{sel} de las lagartijas puede tomarse cada hora durante el periodo en el que se haya detectado que tienen actividad en campo, por ejemplo, entre las 10:00 y las 18:00 hrs (Clusella-Trullas, *et al.*, 2007). Por último, el gradiente debe colocarse en un cuarto con una temperatura ambiente estable ($20 \pm 1^{\circ}\text{C}$), y las lagartijas deben aclimatarse al gradiente por al menos dos horas antes de empezar a registrar su T_b . Es necesario que los organismos dispongan de alimento y agua suficiente para evitar cualquier indicio de deshidratación, lo que puede alterar la medición de T_b .



Figura 2. Gradiente térmico para caracterizar la T_{sel} de lagartijas.

Análisis de datos

Para evaluar la precisión (d_b) y eficiencia (E) en el desempeño termorregulador de los organismos y la calidad térmica del hábitat (d_c) es necesario calcular los siguientes índices biofísicos

sugeridos por Hertz *et al.* (1993) a partir de las tres variables térmicas medidas tanto en campo como en laboratorio: 1) distribución de T_b en campo durante el periodo de actividad de los organismos, 2) T_{sel} registrada en gradiente térmico y 3) distribución de T_e disponible en los microhábitats ocupados por los animales.

Si el valor promedio de T_b o T_e (para los cuales se consideran únicamente valores absolutos) es menor que el valor promedio de T_{sel} , entonces:

$$d_b = T_{sel} - T_b$$

$$d_e = T_{sel} - T_e$$

Si el valor promedio de T_b o T_e es mayor que el valor promedio de T_{sel} , entonces:

$$d_b = T_b - T_{sel}$$

$$d_e = T_e - T_{sel}$$

Cuando T_b es igual o cercano a T_{sel} , el índice d_b se aproxima a cero, este índice es una medida de la precisión de la termorregulación. Un valor bajo de d_b significa una alta precisión termorreguladora de los organismos. El índice d_e es una medida análoga al índice d_b que es usado para las temperaturas operativas (T_e), este índice mide la calidad térmica del ambiente desde la perspectiva del organismo. Un valor bajo de d_e significa alta calidad térmica del hábitat.

El índice E mide la efectividad en la regulación de la temperatura corporal de los organismos y se obtiene dividiendo el valor promedio

de d_b entre el valor promedio de d_e restando este cociente a 1. Cuando los animales termorregulan activamente $d_b < d_e$ y el índice E se aproxima a uno. Al contrario, cuando los animales no termorregulan activamente d_b y d_e son similares y el índice E es cercano a cero. Cuando los organismos evaden activamente microhábitats con temperaturas adecuadas entonces $d_b > d_e$ resultan en un valor negativo de E (Hertz *et al.*, 1993).

Finalmente, es posible medir la temperatura crítica máxima tolerada (TC_{max}) por las lagartijas para inferir si podrían soportar un incremento agudo de la temperatura ambiental en sus localidades. Para tal efecto se debe exponer a cada individuo a un incremento gradual de la temperatura experimentada de 0.5 °C/min, producida en cámaras en donde se pueda conseguir este efecto o en dispositivos construidos con reflectores incandescentes suspendidos en la parte superior de una cámara de cristal, en donde la temperatura se regule por medio de un pirómetro digital programado para tal efecto, conectado a un relevador con una termopar que funcione como un sensor de temperatura dentro de la cámara. Cuando las lagartijas muestren movimiento corporal desorganizado y/o pérdida de locomoción, se medirá inmediatamente su TC_{max} y su temperatura corporal deberá de ser estabilizada por medio de refrescar a los organismos con agua (Lutterschmidt y Hutchinson, 1997).

Bibliografía

- ADOLPH, S. C. 1990. "Influence of behavioral thermoregulation on microhabitat use by two *Sceloporus* lizards". *Ecology* 38: 315-327.
- BAKKEN, G. S. 1976. "A heat transfer analysis of animals: unifying concepts and the application of metabolism chamber data to field ecology". *Journal of Theoretical Biology* 60: 337-384.
- BAKKEN, G. S. 1992. "Measurement and application of operative and standard operative temperatures in ecology". *American Zoologist* 32: 194-216.
- BAUWENS, D. P., H. HERTZ y A. M. CASTILLA. 1996. "Thermoregulation in lacertid lizard: The relative contributions of distinct behavioral mechanisms". *Ecology* 77: 1818-1830.
- BEUCHAT, C. A. y S. ELLNER. 1987. "A quantitative test of life history theory: Thermoregulation by viviparous lizard". *Ecological Monographs* 57: 45-60.
- CLUSELLA-TRULLAS, S. C., J. S. TERBLANCHE, J. H. VAN WYK y J. R. SPOTILA. 2007. "Low repeatability of preferred body temperature in four species of cordylid lizards: temporal variation and implications for adaptive significance". *Evolutionary Ecology* 21: 63-79.
- DIAZ, J. A. 1997. "Ecological correlates of the thermal quality of an ectotherm's habitat: A comparison between two temperate lizard populations". *Functional Ecology* 11: 79-89.
- DZIALOWSKI, E. 2005. "Use of operative temperature and standard operative temperature models in thermal biology". *Journal of Thermal Biology* 30: 317-334.
- HERTZ, P. E. 1992. "Temperature regulation in Puerto Rican *Anolis* lizards: A field test using null hypotheses". *Ecology* 73: 1405-1417.
- HERTZ, P. E., R. B. HUEY y R. STEVENSON. 1993. "Evaluating temperature regulation by field active ectotherms: The fallacy of the inappropriate question". *American Naturalist* 142: 796-818.
- HUEY, R. B. y M. Slatkin. 1976. "Cost and benefits of lizard thermoregulation". *Quarterly Review of Biology* 51: 363-384.
- HUEY, R. B., M. R. KEARNEY, A. KROCKENBERGER, J. A. HOLTUM, M. JESS y S. E. WILLIAMS. 2012. "Predicting organismal vulnerability to climate warming: roles of behaviour, physiology and adaptation". *Philosophical Transactions of the Royal Society of London B: Biological Sciences* 367: 1665-1679.
- KELLEY, J. L., A. E. MAGURRAN y C. M. GARCÍA. 2006. "Captive breeding promotes aggression in an endangered Mexican fish". *Biological Conservation* 133: 169-177.
- LUTTERSCHMIDT, W. I. y V. H. HUTCHISON. 1997. "The critical thermal maximum: history and critique". *Canadian Journal of Zoology* 75: 1561-1574.
- SINERVO, B., F. MÉNDEZ-DE LA CRUZ, D. B. MILES, B. HEULIN, E. BASTIAANS, M. VILLAGRÁN-SANTA CRUZ, R. LARA-RESÉNDIZ, N. MARTÍNEZ-MÉNDEZ, M. L. CALDERÓN-ESPINOSA, R. N. MEZA-LÁZARO, H. GADSDEN, L. J. ÁVILA, M. MORANDO, I. J. DE LA RIVA, P. V. SEPÚLVEDA, C. F. D. ROCHA, N. IBARGÜENGOYTIA, C. A. PUNTRIANO, M. MASSOT, V. LEPETZ, T. A. OKSANEN, D. G. CHAPPLE, A. M. BAUER, W. R. BRANCH, J. CLOBERT y J. W. SITES Jr. 2010. "Erosion of Lizard Diversity by Climate Change and Altered Thermal Niches". *Science* 328: 894-899.
- SIMON, M. N., P. L. RIBEIRO y C. A. NAVAS. 2015. "Upper thermal tolerance plasticity in tropical amphibian species from contrasting habitats: Implications for warming impact prediction". *Journal of Thermal Biology* 48: 36-44.
- VAN DAMME, R., D. BAUWENS y R. F. VERHEYEN. 1990. "Evolutionary rigidity of thermal physiology: the case of the cool temperate lizard *Lacerta vivipara*". *Oikos* 57: 61-67.

Caracterización de atributos funcionales de las hojas

17

Fernando Pineda García

Laboratorio de Ecología Funcional. ENES Unidad Morelia-UNAM

fpineda@enesmorelia.unam.mx

Rafael Aguilar Romero

ENES Unidad Morelia-UNAM

raguilar@enesmorelia.unam.mx

Horacio Paz

Instituto de Investigaciones en Ecosistemas y Sustentabilidad

ENES Unidad Morelia-UNAM

hpaz@cieco.unam.mx

Introducción

Las plantas como organismos sésiles tienen que enfrentar una variación en la disponibilidad de recursos y condiciones. Esta variación se puede expresar temporal y espacialmente. Por lo tanto, las plantas han desarrollado mecanismos para reducir los efectos de una baja disponibilidad de recursos (estrés), o en su caso, maximizar la captura de estos en escenarios de abundancia. La capacidad de adquirir recursos y enfrentar el estrés en las plantas puede ser caracterizada a través de sus adaptaciones (Lambers *et al.*, 1998). En particular, los atributos morfofuncionales representan adaptaciones morfológicas que son indicadores de la fisiología de la planta (Salgado-Negret, 2015). Un ejemplo de estos es el área foliar específica, el cual es el cociente entre el área proyectada de la hoja y su peso seco, y está asociado con la capacidad fotosintética y el crecimiento de la planta. Por lo tanto, a nivel de las hojas, mediante la obtención de atributos morfofunciona-

les de fácil medición se puede determinar la capacidad que tiene la planta para fijar carbono y crecer, así como su resistencia al estrés ambiental y al ataque de herbívoros o parásitos (Westoby *et al.*, 2002). En particular, se ha propuesto que en ambientes con limitación de recursos es más frecuente observar especies de hojas pequeñas con una menor capacidad para fijar carbono y con una mayor capacidad de guardar agua (Coley *et al.*, 1985, Reich *et al.*, 1992, Westoby 1998, Reich *et al.*, 1999). Por el contrario, las especies dominantes de ambientes con niveles bajos de estrés y mayor disponibilidad de recursos se caracterizan por tener hojas grandes, altamente eficientes en la ganancia de carbono, pero poco conservadoras de agua, lo cual maximiza el crecimiento de la planta (Coley *et al.*, 1985, Reich *et al.*, 1992, Wright *et al.*, 2004, Poorter y Bongers, 2006). Debido a que los atributos de las especies han evolucionado en respuesta a regímenes ambientales particulares, se pueden incorporar en estudios comparativos para caracterizar la respuesta de

las poblaciones o especies ante la variación del ambiente. En consecuencia, en la presente práctica se busca determinar la capacidad de ganancia de recursos de distintas especies, a través de la cuantificación de atributos morfofuncionales de las hojas, esto en ambientes contrastantes, de preferencia en disponibilidad de humedad y temperatura.

Tipo de preguntas que se pueden responder con estos métodos

Con la metodología que utiliza esta práctica, algunas de las preguntas que se pueden responder son las siguientes: ¿Cómo cambian los atributos de las hojas de acuerdo al ambiente donde se desarrollan? ¿Cuáles son los atributos favorecidos bajo condiciones de mucha o poca luminosidad, mucha o poca disponibilidad de agua y sus combinaciones?

Objetivos de aprendizaje

- Aprender los criterios necesarios para llevar a cabo la colecta de hojas empleadas en la determinación de atributos morfofuncionales.
- Aprender a cuantificar el área foliar específica, contenido de materia seca y la dureza de las hojas.
- Determinar los atributos morfofuncionales de las hojas en las especies más abundantes de cada ecosistema, así como inferir la capacidad de ganancia de recursos por las hojas.

Procedimiento

Para llevar a cabo esta práctica serán necesarios una serie de materiales, los cuales se describen a continuación:

- Bolsas herméticas o sellables de uso general.
- Toallas de papel secante.
- Balanza analítica con una precisión mínima de 0.0001.

- Charola de plástico.
- Penetrómetro.
- Garrocha con cabeza cortadora para coleccionar las hojas.
- Agua destilada.
- Marcadores indelebles.
- Tijeras podadoras.
- Libreta de campo o formatos para la toma de datos.

La cuantificación de los atributos foliares se realizará en cinco hojas de cinco individuos de las poblaciones o especies a comparar (i.e. más abundantes de cada ecosistema, población de ambiente A vs población de ambiente B). La fisiología de la hoja cambia con la edad, la posición que tienen con respecto al sol, etcétera, por tal motivo es importante definir criterios para su colecta. Asimismo, es deseable que la caracterización funcional de los individuos o especies se haga en términos de su capacidad máxima de utilizar los recursos. Por lo tanto, se trabaja con los órganos (tejidos) que fisiológicamente están más activos. Siguiendo lo establecido, se coleccionarán las hojas de ramas expuestas al sol, además las hojas con las que se trabajará tienen que estar maduras, completamente expandidas y sin ningún daño visible de herbivoría, o acción de patógenos como virus, bacterias u hongos. En campo, las hojas coleccionadas se colocarán entre toallas húmedas dentro de una bolsa hermética o sellable para su transportación al lugar de procesamiento, esto evita que las hojas se deshidraten.

A cada una de las hojas coleccionadas se le estimará la superficie. La estimación puede realizarse por métodos indirecto o directos. En el método directo, se obtiene una imagen digital de la hoja con un escáner. La imagen se toma en blanco y negro para obtener un mejor contraste, el formato debe ser TIFF a 200 ppp. A la par, es muy importante obtener una imagen de un objeto de dimensión conocida (por ejemplo, un cuadro de 1 cm²). Otra forma de cuantificar directamente la superficie de la hoja es mediante

la obtención de una fotografía. Para obtener una mejor definición de los objetos resulta crucial obtener un buen contraste entre el fondo y las hojas, lo cual se puede lograr utilizando un fondo (película) blanco. Si se pretende obtener la imagen de varias hojas de distintas poblaciones o especies, es muy importante mantener siempre la misma distancia entre la cámara y las hojas, y a la par, tomar la imagen de un objeto de superficie conocida. Si no se cuenta con un escáner o una cámara, un método indirecto para estimar el área de la hoja se logra derivando la superficie a través del largo y ancho de la hoja. Sin embargo, este requiere de información previa de la relación que existe, para la especie, entre estas dos medidas y la superficie de la hoja.

Posteriormente, la superficie se puede cuantificar mediante el análisis de la imagen con un programa de código libre como ImageJ (Schneider *et al.*, 2012). Después de obtener la imagen se determinará el peso fresco de la hoja para lo cual se dejará la hoja reposar por doce horas entre toallas de papel, humedecidas con agua destilada, dentro de una bolsa. Transcurrido ese tiempo, se determina el peso de la hoja con una balanza analítica y, al término, se secará en un horno a 70 °C durante 72 horas. Por último, se obtendrá el peso seco de la hoja (Cornelissen *et al.*, 2003, Pérez-Hardeguey *et al.*, 2013).

El área foliar específica (AFE; cm^2/g) es el cociente del área de la hoja y su peso seco (Cornelissen *et al.*, 2003, Pérez-Hardeguey *et al.*, 2013). Básicamente, este valor describe la cantidad de superficie foliar desplegada por unidad de biomasa invertida en su construcción. Generalmente, es indicador de la capacidad fotosintética de la planta y está asociado con su tasa de crecimiento potencial (Reich *et al.*, 1992). Valores altos de AFE representan hojas construidas con poca inversión de carbono y que tienen una mayor capacidad de captura de carbono, por lo tanto, serán evidencia de un mayor crecimiento en la planta.

El contenido de materia seca en hojas (CMSH; g/g) es el cociente del peso fresco menos el peso seco de la hoja, dividido entre el peso seco (Cornelissen *et al.*, 2003, Pérez-Hardeguey *et al.*, 2013). Esto es un indicador de la dureza y la resistencia que puede ofrecer la hoja ante el ambiente y al ataque de herbívoros (Pineda-García *et al.*, 2015). Hojas con valores altos de contenido de materia seca son relativamente duras y se piensa que son más resistentes al estrés ambiental que las hojas con menor contenido de materia seca.

Para determinar la dureza de la hoja, es necesario la construcción de un penetrómetro. Este aparato está conformado por un clavo con punta chata. El otro extremo del clavo se fija a una plataforma ligera que sostendrá un recipiente (vaso de precipitado). La hoja se colocará entre dos superficies de plástico que la contendrán, impidiendo su movimiento. A la superficie superior hay que realizarle un orificio del tamaño del clavo. El clavo debe de hacer contacto sobre una superficie de la hoja que esté libre de nervadura. Al vaso de precipitado se le agrega poco a poco agua hasta el nivel en que el clavo penetre o rompa la hoja y se anotan los mililitros de agua contenidos en el vaso de precipitado o se obtiene el peso del agua directamente en la balanza. A su vez, se estima el área de la punta del clavo (cm^2). Por último, se calculará la fuerza (g/cm^2), en términos de presión necesaria para romper el tejido, entre mayor fuerza se requiere para romper el tejido más dura será la hoja. La dureza impone una resistencia mecánica ante al ataque de herbívoros.

Cada atributo se calcula por hoja muestreada, posteriormente se obtiene un promedio por el conjunto de hojas de cada individuo. Los atributos morfofuncionales de las hojas se pueden comparar entre distintas poblaciones de una misma especie o entre especies distintas. Esta comparación se puede explorar a través de un análisis de varianza (ANOVA) de una vía, donde el factor de respuesta es el atributo de la población o especie.

Literatura citada

- COLEY, P. D., J. P. BRYANT y F. S. CHAPIN III. 1985. "Resource availability and plant anti-herbivore defense". *Science* 230: 895-899.
- CORNELISSEN, J. H. C., S. LAVOREL, E. GARNIER, S. DÍAZ, N. BUCHMANN, D. E. GURVICH, P. B. REICH, H. TER STEEGE, H. D. MORGAN, M. G. A. VAN DER HEIJDEN, J. G. PAUSAS y H. POORTER. 2003. "A handbook of protocols for standardized and easy measurement of plant functional traits worldwide". *Australian Journal of Botany* 51: 335-380.
- LAMBERS, H., F. S. CHAPIN III y T. L. PONS. 1998. *Plant Physiological Ecology*. Springer-Verlag. Berlin.
- PÉREZ-HARGUINDEGUY, N., S. DÍAZ, E. GARNIER, S. LAVOREL, H. POORTER, P. JAUREGUIBERRY, M. S. BRET-HARTE, W. K. CORNWELL, J. M. CRAINE y D. E. GURVICH. 2013. "New handbook for standardized measurement of plant functional traits worldwide". *Australian Journal of Botany* 61: 167-234.
- PINEDA-GARCÍA, F., H. PAZ, F. C. MEINZER y G. ANGELES. 2015. "Exploiting water versus tolerating drought: water-use strategies of trees in a secondary successional tropical dry forest". *Tree physiology* 36: 208-217.
- POORTER, L. y F. BONGERS. 2006. "Leaf traits are good predictors of plant performance across 53 rain forest species". *Ecology* 87: 1733-1743.
- REICH, P. B., M. B. WALTERS. y D. S. ELLSWORTH. 1992. "Leaf life-span in relation to leaf, plant, and stand characteristics among diverse ecosystems". *Ecological Monographs* 62: 365-392.
- REICH, P. B., D. S. ELLSWORTH, M. B. WALTERS, J. M. VOSE, C. GRESHAM, C. J. VOLIN y W. D. BOWMAN. 1999. "Generality of leaf trait relationships: a test across six biomes". *Ecology* 80: 1955-1969.
- SALGADO-NEGRET, B. (Ed.). 2015. *La ecología funcional como aproximación al estudio, manejo y conservación de la biodiversidad: protocolos y aplicaciones*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, Colombia.
- SCHNEIDER, C. A., W. S. RASBAND y K. W. ELICEIRI. 2012. "NIH Image to ImageJ: 25 years of image analysis". *Nature methods* 9: 671-675.
- WESTOBY, M. 1998. "A leaf-height-seed (LHS) plant ecology strategy scheme". *Plant and Soil* 199: 213-27.
- WESTOBY, M., D. S. FALSTER, A. T. MOLES, P. A. VESK e I. J. WRIGHT. 2002. "Plant ecological strategies: some leading dimensions of variation between species". *Annual Review of Ecology and Systematics* 33: 125-159.
- WRIGHT, I. J., P. B. REICH, M. WESTOBY, D. D. ACKERLY, Z. BARUCH, F. BONGERS, J. CAVENDER-BARES, T. CHAPIN, J. H. C. CORNELISSEN y M. DIEMER. 2004. "The worldwide leaf economics spectrum". *Nature* 428: 821-827.
- En la página http://prometheuswiki.publish.csiro.au/tiki-custom_home.php se pueden consultar protocolos para estimar otros atributos morfológicos y fisiológicos de las plantas.

Factores que influyen en el establecimiento de la interacción *Tillandsia*-Forofito en bosques conservados

18

Roberto Carlos Sáyo Lorenzana

Facultad de Desarrollo Sustentable, Campus Costa Grande-UAG
robertosayago@hotmail.com

Introducción

Las plantas epifitas vasculares (a partir de este momento “epifitas”) presentan una forma de crecimiento que depende de una relación comensalista, sus raíces no están en contacto con el suelo y crecen sobre otras plantas, pero sin parasitarlas (Benzing, 1990). Las epifitas viven en condiciones ambientales extremas debido a la poca disponibilidad de agua en el dosel, la gran intensidad de luz y la falta de nutrientes, por lo que existen adaptaciones que permiten que las epifitas puedan existir bajo estas circunstancias, como son una gran eficiencia en el uso de agua y de los minerales, metabolismo del ácido crasuláceo (CAM), una baja relación superficie volumen, tasas bajas de crecimiento, dispersión de las semillas por el viento, reproducción asexual y estructuras de fijación. Sin embargo, ninguna de las adaptaciones anteriores se considera distintiva de esta forma de crecimiento, ni necesariamente todas las epifitas tienen todas las adaptaciones anteriores (Benzing, 1973, Nadkarni *et al.*, 2001). Las epifitas son un componente importante de los bosques debido a su diversidad y a que han establecido gran cantidad de interacciones con

diversos taxa, por ejemplo, representan recursos alimenticios para los polinizadores, materiales para construcción de nidos de aves y microhábitat para insectos y vertebrados (Benzing, 1990).

La relación de las epifitas con los árboles hospederos (forofitos) se ha tratado de entender con varios enfoques y las variables de los forofitos que se han tomado en cuenta son: la especie, la altura, la estructura, el diámetro a la altura del pecho, la tasa de crecimiento y la edad, mientras que de la corteza se ha considerado la capacidad de retención de agua, la química, la ornamentación y la porosidad, y de la rama de los estudios consideran la estabilidad, el grosor y la calidad del suelo retenido en estas. También han sido consideradas relaciones bióticas que presentan los forofitos con otras especies, por ejemplo: la presencia de nidos de hormigas, termiteros, epifitas no vasculares y el comportamiento de los dispersores figuran dentro de los aspectos más importantes que se han considerado hasta el momento (Pittendrigh, 1948, Frei y Dodson, 1972, Johansson, 1974, Schlesinger y Marks, 1977, Todzia, 1986, Cattling y Lefkovich, 1989, Ter Steege y Cornelissen, 1989, Benzing, 1990, Wolf, 1994,

Freiberg, 1996, Zapfack *et al.*, 1996, Nieder *et al.*, 2000, Callaway *et al.*, 2002, Moran *et al.*, 2003, Kelly *et al.*, 2004, Mehltreter *et al.*, 2005, Cascante-Marín *et al.*, 2006, Cardelús, 2006, Laube y Zotz, 2006).

La forma de crecimiento epífita contribuye con el 10% de la diversidad de especies de plantas vasculares del mundo (Kress, 1986). La distribución mundial de las epifitas no es homogénea y varía de acuerdo con los hábitats, la latitud y la altitud sobre el nivel del mar. Además, se ha observado que existen diferencias importantes en la diversidad de especies entre los distintos continentes del planeta, siendo América y específicamente en el Neotrópico donde se concentra la mayor diversidad de especies de epifitas (Ibisch *et al.*, 1996, Nieder *et al.*, 2001, Zotz, 2005). Sin embargo, el entendimiento de este patrón está poco estudiado. Gentry y Dodson (1987) sugieren que esto ocurre porque ha existido una explosión en la especiación de especies de epifitas en el Neotrópico, mientras que Madison (1977) y Benzing (1990) atribuyen este patrón a la presencia de ciertas familias particulares entre las que destacan las *Cactaceae* y *Bromeliaceae*, familias que aportan gran diversidad de especies con esta forma de crecimiento y además son prácticamente endémicas del continente americano (Benzing, 1990).

La familia *Bromeliaceae* es monofilética y pertenece a las monocotiledóneas, presenta hojas opuestas y xerófilas, casi todas las especies presentan tricomas, son plantas perennes, terrestres y epifitas. Se distribuyen en una gran cantidad de hábitats que van desde los bosques tropicales lluviosos hasta las zonas alpinas de Sudamérica. La familia *Bromeliaceae* se ha clasificado en tres subfamilias: *Bromelioideae*, *Pitcairniodeae* y *Tillandsioideae*. En total existen 54 géneros y hasta el momento se han descrito 2,742 especies, sin embargo, la clasificación taxonómica de la familia aún está cambiando constantemente. Los países que

presentan mayor diversidad de especies de la familia *Bromeliaceae* son Perú con 411 especies, Colombia con 391 especies y Ecuador con 368 especies (Benzing 2000). En México, se han reportado 342 especies de la familia *Bromeliaceae* siendo 233 especies endémicas al país, atributo dado principalmente a la familia por el género *Tillandsia* ya que cuenta con 192 especies de las cuales 133 son endémicas (Espejo-Serna *et al.* 2004).

Tipo de preguntas que se pueden responder con estos métodos

Entre de las preguntas que se puede responder con la metodología planteada en esta práctica se encuentran las siguientes: ¿Qué tipos de tipos de corteza propician la presencia de plantas epifitas como *Tillandsia* spp en un bosque conservado? ¿Cuáles son los efectos de los disturbios antropogénicos en la interacción *Tillandsia* spp con los forofitos?

Objetivo de aprendizaje

Que el alumno pueda determinar la importancia de la corteza y del diámetro a la altura del pecho en el establecimiento de la interacción *Tillandsia* spp.-forofito en un bosque conservado.

Procedimiento

Para llevar a cabo esta práctica será necesarios los siguientes materiales y equipo:

- Cinta diamétrica o cinta de medir en centímetros.
- Guías de campo o claves especializadas para determinar árboles y plantas epifitas de la localidad o la región.
- Libreta de campo o formatos para toma de datos.

Los muestreos deben realizarse en un cuadrante de 10 X 10 m. en un bosque conser-

vado. Se obtendrá el diámetro a la altura del pecho (DAP) de todos los individuos arbóreos y se determinará la presencia de individuos del género *Tillandsia*. Se determinarán especies o morfoespecies de los árboles y de las *Tillandsia*.

En el cuadrante seleccionado se realizará una clasificación de los tipos de corteza de las especies de árboles presentes. La clasificación debe de tomar en cuenta los siguientes aspectos: presencia de ornamentaciones (lenticelas), corteza lisa, corteza rugosa, corteza exfoliante o no exfoliante.

Con el número de especies arbóreas y de *Tillandsia* en el cuadrante se puede calcular el promedio de especies por forofito, así como el

número de forofitos y la proporción de individuos que son forofitos. Para analizar la relación entre tipo de corteza y presencia de *Tillandsia* se deberá realizar una prueba de regresión logística. Para determinar la relación entre el tamaño del DAP y el número de individuos del género *Tillandsia* se realiza una regresión lineal simple. Con los datos obtenidos, llevar a cabo una gráfica entre los tipos de corteza y número de individuos del género *Tillandsia* y una gráfica entre el tamaño del DAP y el número de individuos del género *Tillandsia*, lo cual permitirá entender mejor la relación entre el número de forofitos y su tamaño con la presencia de especies epífitas.

Bibliografía

- BENZING, D. H. 1973. "Mineral nutrition and related phenomena in Bromeliaceae and Orchidaceae". *The Quarterly Review of Biology* 48: 277-290.
- BENZING, D. H. 1990. *Vascular epiphytes*. Cambridge University Press. Cambridge.
- BENZING, D. H. 2000. *Bromeliaceae: Profile of an Adaptive Radiation*. Cambridge, University Press. Cambridge.
- CALLAWAY, R. M., K. O. REINHART, G. W. MOORE, D. J. MOORE y S. C. PENNING. 2002. "Epiphyte host preferences and host traits: mechanism for species-specific interactions". *Oecologia* 132: 221-230.
- CARDELÚS, C. L. 2006. "Vascular epiphyte communities in the inner-crown of *Hieronima alchorneoides* and *Lecythis ampla* at La Selva Biological Station, Costa Rica". *Biotropica* 39: 171-176.
- CASCANTE-MARIN, J. H. D., J. WOLF, B. GERARD, J. C. M. OOSTERMEIJER, O. DEN NIJS, Y. A. SANAHUJA y A. DURAN-APUY. 2006. "Epiphytic bromeliad communities in secondary and mature forest in a tropical premontane area". *Basic and Applied Ecology* 7: 520-532.
- CATLING, P. M. y L. P. LEFKOVITCH. 1989. "Associations of vascular epiphytes in a Guatemalan cloud forest". *Biotropica* 21: 35-40.
- EPEJO-SERNA, A., A. R. LÓPEZ-FERRARI, I. RAMÍREZ MORILLO, B. K. HOLST, H. E. LUTHER y W. TILL. 2004. "Checklist of Mexican Bromeliaceae with notes on species distribution and levels of endemism". *Selbyana* 25: 33-86.
- FREI, J. K. y C. H. DODSON. 1972. "The chemical effect of certain bark substrates on the germination and early growth of epiphytic orchids". *Bulletin of the Torrey Botanical Club* 99: 301-307.
- FREIBERG, M. 1996. "Spatial distribution of vascular epiphytes on three emergent canopy trees in French Guiana". *Biotropica* 28: 345-355.

- GENTRY, A. H. y C. H. DODSON. 1987. "Diversity and biogeography of Neotropical vascular epiphytes". *Annals of the Missouri Botanical Garden* 74: 205-233.
- IBISCH, P. L., A. BOEGNER, J. NIEDER y W. BARTHLOTT. 1996. "How diverse are neotropical epiphytes? An analysis based on the *Catalogue of the flowering plants and gymnosperms of Peru*". *Ecotropica* 2: 13-28.
- JOHANSSON, D. 1974. "Ecology of vascular epiphytes in west African rain forest". *Acta Phytogeographica Suecica* 59.
- KELLY, D. L., G. O'DONOVAN, J. FEEHAN, S. MURPHY, S. O. DRANGEID y L. MARCANO-BERTI. 2004. "The epiphyte communities of a montane rain forest in the Andes of Venezuela: patterns in the distribution of the flora". *Journal of Tropical Ecology* 20: 643-666.
- KRESS, W. J. 1986. "The systematic distribution of vascular epiphytes: an update". *Selbyana* 9: 2-22.
- LAUBE, S. y G. ZOTZ. 2006. "Neither host-specific nor random: vascular epiphytes on three tree species in a panamanian lowland forest". *Annals of Botany* 97: 1103-1114.
- MADISON, M. 1977. "Vascular epiphytes: their systematic occurrence and salient features". *Selbyana* 2: 1-13.
- MEHLTRETER, K., A. FLORES-PALACIOS y J. G. GARCÍA-FRANCO. 2005. "Host preferences of low-trunk vascular epiphytes in a cloud forest of Veracruz, Mexico". *Journal of Tropical Ecology* 21: 651-660.
- MORAN, R. C., S. KLIMAS y M. CARLSEN. 2003. "Low-Trunk epiphytic ferns on tree ferns versus angiosperms in Costa Rica". *Biotropica* 35: 48-56.
- NADKARNI, N. M., M. C. MERWIN y J. NIEDER. 2001. "Forest canopies: plant diversity". S. A. Levin (Ed.). *Encyclopedia of Biodiversity*. Academic Press. Ámsterdam, pp. 27-40.
- NIEDER, J., J. PROSPERI y G. MICHALOUD. 2001. "Epiphytes and their contribution to Canopy diversity". *Plant Ecology* 153: 51-63.
- NIEDER, J., S. ENGWALD, M. KLAUN y W. BARTHLOTT. 2000. "Spatial distribution of vascular epiphytes (including hemiepiphytes) in a lowland Amazonian rain forest (Surumoni Crane Plot) of southern Venezuela". *Biotropica* 32: 385-396.
- PITTENDRIGH, C. S. 1948. "The bromeliad-Anopheles-Malaria complex in Trinidad. I.- The bromeliad flora". *Evolution* 2: 58-89.
- SCHLESINGER, W. H. y P. L. MARKS. 1977. "Mineral cycling and the niche of spanish moss, *Tillandsia usneoides*". *American Journal of Botany* 64: 1254-1262.
- TER STEEGE, H. y J. H. C. CORNELISSEN. 1989. "Distribution and ecology of vascular epiphytes in lowland rain forest of Guyana". *Biotropica* 21: 331-339.
- TODZIA, C. 1986. "Growth habits, host tree species and density of hemiepiphytes on Barro Colorado Island, Panama". *Biotropica* 18: 22-27.
- WOLF, J. H. D. 1994. "Factors controlling the distribution of vascular and non-vascular epiphytes in the northern Andes". *Vegetation* 112: 26-28.
- WOLF, L. L. 1970. "The impact of seasonal flowering on the biology of some tropical hummingbirds". *The Condor* 72: 1-14.
- ZAPFACK, L., A. B. NKONGMENECK y J. F. VILLIERS. 1996. "The importance of pteridophytes in the epiphytic flora of some phorophytes of the cameronian semi-deciduous rain forest". *Selbyana* 17: 76-81.
- ZOTZ, G. 2005. "Vascular epiphytes in the temperate zones – a review". *Plant Ecology* 176: 173-183.

Apéndice

Referencias y recursos útiles para el estudio de la ecología de campo

Literatura

- BROWER, J. E., J. H. ZAR y C. VON ENDE. 1997. *Field and Laboratory Methods for General Ecology*, 4a ed. McGraw-Hill. Dubuque, IA.
- HEYER, R. W., M.A. DONNELLY, R. W. MCDIARMID, L-A. C. HAYEK, y M. S. FOSTER. 1994. *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Amphinians*. Smithsonian Institution Press. Washington D.C.
- KARBAN, R., M. HUNTZINGER y I. S. PEARSE. 2014. *How to Do Ecology*. Princeton University Press. Nueva Jersey.
- KREBS, C. J. 1999. *Ecological Methodology*, 2a ed. Adison-Wesley. Reading, MS.
- LEVIN, S. A. (Ed.). 2009. *The Princeton Guide to Ecology*. Princeton University Press. Princeton.
- MCDIARMID, R. W., M. S. FOSTER, C. GUYER, J. W. GIBBONS y N. CHERNOFF (Eds.). 2012. *Reptile Biodiversity. Standard Methods for Inventory and Monitoring*. University of California Press. Berkeley.
- MUELLER, G. M., M. S. FOSTER y G. F. BILLS. 2004. *Biodiversity of Fungi: Inventory and Monitoring Methods*. Academic Press. Burlington.
- REAL, L. A. y J. H. (Eds.). 1991. *Foundations of Ecology. Classic papers with commentaries*. Chicago University Press. Chicago.
- SOUTHWOOD, T. R. E. y P. A. HENDERSON. 2000. *Ecological Methods*, 3a ed. Blackwell. Osney Mead, Oxford.
- VANZOLINI, P. E. y N. PAPAVERO. 1990. *Manual de recolección y preparación de animales*, 2a ed. Facultad de Ciencias. UNAM. México.
- WHEATER, C. P., J. R. BELL y P. A. COOK. 2011. *Practical Field Ecology: A Project Guide*. Wiley. Nueva York.

Paquetería de cómputo

Ecological Methodology, paquete de software. Krebs, C. J. <http://www.exetersoftware.com/cat/ecometh/ecomethodology/>

EcoSim. ENTSMINGER, G. L. 2014. EcoSim Professional: Null modeling software for ecologists, Version 1. Acquired Intelligence Inc., Kesey-Bear, & Pinyon Publishing. Montrose, CO 81403. <http://www.garyentsminger.com/ecosim/index.htm>

EstimateS. COLWELL, R. K. 2013. EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. Versión 9. <http://purl.oclc.org/estimates>.

R (The R Project for Statistical Computing). <https://www.r-project.org/>

Provedores de equipos y materiales para la ecología de campo

Existen distintos proveedores en México que proporcionan materiales y equipos diversos para llevar a cabo el trabajo de campo. A continuación, se menciona su nombre comercial y página web.

Amazon México
<https://www.amazon.com.mx/>

Aveoptica
<http://www.aveoptica.com/>

CTR Scientific
<https://www.ctr.com.mx/>

Perfoparts
<http://www.perfoparts.mx/>

AVISO LEGAL

Catalogación en la publicación UNAM. Dirección General de Bibliotecas

Nombres: Macip Ríos, Rodrigo, editor. | Pineda García, Fernando, editor.

Título: Prácticas de ecología de campo / Rodrigo Macip Ríos, Fernando Pineda García, (editores).

Descripción: Primera edición. | Morelia, Michoacán : Universidad Nacional Autónoma de México, Escuela Nacional de Estudios Superiores, Unidad Morelia, 2021.

Identificadores: LIBRUNAM | ISBN . 978-607-30-4557-5

Temas: Ecología – Investigación – Metodología | Ecología – Trabajo de campo. | Biología – Trabajo de campo.

Clasificación: LCC QH541.2.P72 2020 | DDC 577.072–dc23

Prácticas de ecología de campo de Rodrigo Macip Ríos y Fernando Pineda García (coordinadores) fue publicado por la Escuela Nacional de Estudios Superiores, Unidad Morelia.

La edición de un ejemplar (7.89 MB) fue preparada por el Área Editorial de la ENES, Unidad Morelia. La coordinación editorial estuvo a cargo de Cecilia López Ridaura y Juan Benito Artigas Albarelli.

Diseño y composición: Morevalladolid, S. de R. L. C. V.

Primera edición electrónica en formato PDF: 25 de mayo de 2021

D. R. © 2021. Universidad Nacional Autónoma de México.

Ciudad Universitaria, alcaldía de Coyoacán, C.P. 04510, Ciudad de México.

Escuela Nacional de Estudios Superiores Unidad Morelia.

Antigua Carretera a Pátzcuaro 8701, Col. Ex Hacienda de San José de la Huerta, C. P. 58190, Morelia, Michoacán.

ISBN: 978 607 30 4557 5

La publicación de esta obra ha sido posible gracias al financiamiento otorgado por la Dirección General de Asuntos de Personal Académico por medio del Programa de Apoyo a Proyectos para la Innovación Y Mejoramiento de la Enseñanza (PAPIME), con número de proyecto PE201217

La presente publicación contó con dictámenes de expertos externos de acuerdo con las normas editoriales de la ENES Morelia, UNAM.

Esta edición y sus características son propiedad de la Universidad Nacional Autónoma de México.

Prohibida su reproducción parcial o total por cualquier medio sin autorización escrita de su legítimo titular de derechos.

Hecho en México

El presente manual es una herramienta fundamental en la formación de los futuros ecólogos ya que, además de retomar aspectos relevantes de los distintos niveles de la ecología, ayuda a desarrollar habilidades para tomar datos en campo y dar respuesta a preguntas de investigación. Sólo saliendo al campo y practicando las técnicas básicas los alumnos desarrollarán los hábitos y las habilidades necesarias para la colecta de datos y el diseño de experimentos naturales.

No hay mejor forma de enseñar la ecología de campo que acudir al propio campo y poner a prueba hipótesis, obtener datos, hacer notas, llenar el diario de campo, recopilar información y repetir el proceso las veces que sea necesario. Ello permite generar la experiencia suficiente dentro de una de las actividades fundamentales del método científico: la generación de datos.



ESCUELA
NACIONAL
DE ESTUDIOS
SUPERIORES

UNIDAD MORELIA