

# Ecología experimental en el laboratorio



**EDITORES**

**Arcadio Monroy-Ata  
Juan Carlos Peña Becerril**



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO  
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA



# **Ecología experimental en el laboratorio**

---

**EDITORES**  
**Arcadio Monroy-Ata**  
**Juan Carlos Peña Becerril**

---



Universidad Nacional Autónoma de México  
Facultad de Estudios Superiores Zaragoza



Dr. Vicente Jesús Hernández Abad  
**Director**

Dra. Mirna García Méndez  
**Secretaria General**

Dr. José Luis Alfredo Mora Guevara  
**Secretario de Desarrollo Académico**

CD. Yolanda Lucina Gómez Gutiérrez  
**Secretaria de Desarrollo Estudiantil**

Mtro. Luis Alberto Huerta López  
**Secretario Administrativo**

Dra. María Susana González Velázquez  
**Jefa de la División de Planeación Institucional**

Dra. Rosalva Rangel Corona  
**Jefa de la División de Vinculación**

Dr. David Nahum Espinosa Organista  
**Jefe de la División de Estudios de Posgrado e Investigación**

Lic. Carlos Raziel Leaños Castillo  
**Jefe de la Coordinación de Comunicación Social y Gestión de Medios**

**Datos para catalogación bibliográfica**

Editores: Arcadio Monroy-Ata y Juan Carlos Peña Becerril.

**Ecología experimental en el laboratorio.**

UNAM, FES Zaragoza, marzo de 2023.

Peso: 4.4 MB.

ISBN: 978-607-30-7423-0.

Diseño de portada: Carlos Raziel Leaños Castillo.  
Formación de interiores: Claudia Ahumada Ballesteros.

Proyecto PAPIIME PE207017.

Este libro fue dictaminado a través del Comité Editorial de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza y se aprobó en diciembre del 2022.

---

**DERECHOS RESERVADOS**

Queda prohibida la reproducción o transmisión total o parcial del texto o las ilustraciones de la presente obra bajo cualesquiera formas, electrónicas o mecánicas, incluyendo fotocopiado, almacenamiento en algún sistema de recuperación de información, dispositivo de memoria digital o grabado sin el consentimiento previo y por escrito del editor.

**Ecología experimental en el laboratorio.**

**D.R. © Universidad Nacional Autónoma de México**  
Av. Universidad # 3000, Col. Universidad Nacional Autónoma de México, C.U.,  
Alcaldía Coyoacán, C.P. 04510, Ciudad de México, México.

**Facultad de Estudios Superiores Zaragoza**  
Av. Guelatao # 66, Col. Ejército de Oriente,  
Alcaldía Iztapalapa, C.P. 09230, Ciudad de México, México.

# Índice

<b>Prólogo</b>	<b>7</b>
<b>Prefacio</b>	<b>9</b>
<b>Práctica 1. Medidas de seguridad en el trabajo ecológico</b>	<b>11</b>
<b>Practica 2. Niveles de organización biológicos y ecológicos</b>	<b>17</b>
<b>Práctica 3. Ecología de individuos</b>	<b>21</b>
<b>Práctica 4. Identificación de nichos ecológicos</b>	<b>27</b>
<b>Práctica 5. Crecimiento poblacional</b>	<b>35</b>
<b>Práctica 6. <math>r</math> y <math>K</math></b>	<b>41</b>
<b>Práctica 7. Tablas de vida</b>	<b>45</b>
<b>Practica 8. Distribución de edades en poblaciones de lombriz de tierra</b>	<b>51</b>
<b>Práctica 9. Interacciones poblacionales: competencia</b>	<b>59</b>
<b>Práctica 10. Defensas vegetales contra herbívoros</b>	<b>65</b>
<b>Práctica 11. Ecología de comunidades vegetales</b>	<b>69</b>

<b>Práctica 12. Área mínima de la comunidad y curva de acumulación de especies</b>	<b>77</b>
<b>Práctica 13. Biodiversidad</b>	<b>89</b>
<b>Práctica 14. Banco de semillas</b>	<b>93</b>
<b>Práctica 15. Sucesión de hongos en la descomposición de materia orgánica</b>	<b>97</b>
<b>Práctica 16. Conteo y diversidad de esporas de hongos micorrízicos arbusculares</b>	<b>101</b>
<b>Práctica 17. Colonización intrarradical por hongos micorrízicos arbusculares</b>	<b>109</b>
<b>Práctica 18. Funcionalidad en biomas</b>	<b>119</b>
<b>Práctica 19. Simbiosis mutualistas</b>	<b>123</b>
<b>Práctica 20. El huerto biointensivo</b>	<b>127</b>

# Agradecimientos

Se agradece a la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) y a la Dirección General de Asuntos del Personal Académico (DGAPA), mediante el Programa de Apoyo a Proyectos para Innovar y Mejorar la Educación (PAPIME), con claves PE207017 y PE203021 por el apoyo financiero para la realización de este libro.

Se hace un reconocimiento a la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, a la Carrera de Biología y a la División de Estudios de Posgrado e Investigación, por el apoyo otorgado para el ensayo de prácticas en el laboratorio y por las salidas de campo para el estudio de la vegetación y la toma de muestras de suelo.

Se reconoce el aporte inicial a este libro hecho mediante el reporte de Servicio Social de la ahora Bióloga Norma Rodríguez Campos, elaborado en 1997, titulado: “Manual de prácticas de ecología” y asesorado por uno de los coeditores de este texto. Se retomó el objetivo general de algunas prácticas y se añadieron otras, 25 años después de la propuesta inicial.

Asimismo, se agradece la colaboración de los autores de las prácticas que integran este libro por las correcciones realizadas a los textos, a sugerencia de los editores, antes de integrarlos al documento final enviado a revisión al Comité Editorial de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza.

También se hace un agradecimiento y reconocimiento al trabajo de tres anónimos revisores de este libro por sus valiosas sugerencias para corregir errores y mejorar el contenido.



# Prólogo

Este Manual de Prácticas del Laboratorio de Ecología, contribuye con ideas originales para realizar experimentos de Ecología, la mayoría a nivel de laboratorio, pero también hay prácticas con trabajo de campo. En estos tiempos de grandes problemáticas ambientales y sanitarias, que ya han trascendido al nivel global, es una aportación relevante el presentar este texto que sin duda ayudará a la formación ecológica y ambiental de los estudiantes de la Carrera de Biología y de Carreras afines. Cabe destacar el enfoque de las prácticas, el cual está fundamentado en el método científico, por lo que los estudiantes que realicen estas prácticas se formarán con un espíritu analítico y de búsqueda de respuestas a diversas problemáticas de la ciencia ecológica. Esto les permitirá, seguramente, desarrollar cualidades inherentes al trabajo científico como la honestidad, perseverancia, responsabilidad y juicio crítico para interpretar los resultados de los experimentos.

También, es preciso subrayar que los Biólogos del presente siglo deben formarse tanto en trabajo de laboratorio como de campo, pues ambos enfoques disciplinarios se complementan, para tener una visión integral de los distintos objetos de estudio que conciernen a los seres vivos. Otro aspecto que conviene resaltar es el componente didáctico del texto, pues las 20 prácticas tienen el mismo formato a nivel de subtítulos y en todas hay un cuestionario que los alumnos deben responder el día de la práctica y antes de su realización, con el fin de que tengan las bases teóricas de los temas que se abordarán en la realización del trabajo de laboratorio. Así podrán interpretar las variables manejadas en los experimentos y se evita que los estudiantes solo sigan una receta en el trabajo de laboratorio.

Otro aspecto que vale la pena mencionar es que la mayoría de las prácticas se pueden realizar con materiales que normalmente existen en los laboratorios de docencia universitarios, es decir, microscopios, balanzas, tamices y materiales de vidrio de uso común. Esto significa que no se requerirán equipos especializados de trabajo científico o reactivos químicos de alto costo. Justamente, este enfoque en la planeación de las



prácticas permitirá su aplicación sin la necesidad de adquirir equipamientos, materiales y reactivos, normalmente importados, que significan grandes erogaciones. Asimismo, en programas universitarios donde se curse un laboratorio de ecología. con alta afluencia de estudiantes, este manual permitirá impartir educación mediante prácticas, con recursos que ya existen en la mayoría de los inter-laboratorios, que son las instancias que facilitan el material para la realización de los trabajos experimentales.

Finalmente, los editores hacemos un reconocimiento a la labor de los autores de las prácticas por su trabajo didáctico y su esmero en abordar temas trascendentes en el mundo actual, para formar a futuros profesionales de las ciencias de la vida, de la Tierra e ingenierías ambientales, en temas que requieren respuestas innovadoras de los egresados del área de ecología y de las ciencias ambientales.

**Los editores**

*Ciudad de México, enero de 2022*

# Prefacio

El presente libro, bajo el título de Ecología experimental en el laboratorio, contiene 20 ejercicios didácticos para su realización en un laboratorio y en algunos casos, para llevarse a cabo en condiciones de campo. El objetivo general de este trabajo es aportar un texto que favorezca el desarrollo de estudios en el área ecológica aplicando el método científico. También, pretende motivar a los estudiantes a proseguir con investigaciones en temas que en este siglo XXI se han vuelto críticos como la contaminación ambiental, la pérdida de biodiversidad, el suministro de agua potable, la seguridad alimentaria y el calentamiento global de la atmósfera, entre otros.

Asimismo, al planear el presente documento de trabajo se buscó aportar prácticas originales e innovadoras, con alto contenido didáctico y que se puedan realizar sin mayores problemas tanto en laboratorio como en campo. La organización de las prácticas sigue el siguiente orden: seguridad en trabajos ecológicos, los niveles de organización biológicos y ecológicos, ecología de individuos, poblaciones, comunidades vegetales y biomas. Asimismo, se incluyeron algunas aplicaciones en temas de lombricomposta, agricultura orgánica y restauración ecológica mediante el análisis del banco de semillas del suelo.

En este texto, las 20 prácticas que lo componen tienen un formato similar en cuanto a contenido: título, autores, institución y su correo electrónico, introducción, objetivo, metodología, precauciones o recomendaciones, cuestionario y referencias. Es importante mencionar que el cuestionario tiene como finalidad el que los estudiantes lo respondan por escrito y que lo entreguen el día de la práctica, antes de la realización de ésta; así, al inicio del trabajo de laboratorio se discute en el grupo las respuestas correctas al cuestionario y esto permite que los alumnos conozcan las bases teóricas de los temas abordados en el trabajo que desarrollarán. También se evita que los estudiantes realicen la práctica siguiendo una receta.

Uno de los objetivos de la realización de este documento es que exista una base de prácticas de ecología, para que los profesores que imparten el laboratorio de ecología elijan las que mejor se ajusten a su programa de estudios y las programen en su

planeación semestral, la cual normalmente cuenta con 16 semanas de clases. La mayoría de las prácticas de este manual se pueden realizar en una sesión de dos o tres horas, pero hay algunas que deben seguirse por 6 ó 7 semanas ó 75 días como máximo y que constituyen proyectos de investigación-docencia semestrales. También es importante señalar que la mayoría las prácticas aquí presentadas ya fueron ensayadas por los autores, por lo que tienen alta viabilidad para su realización como ejercicio didáctico.

Este compendio de prácticas se realizó con la contribución de profesores del área de ecología y de las ciencias ambientales, además del apoyo de varios estudiantes de la Carrera de Biología, becarios del programa **PAPIME PE207017** titulado: “Elaboración de material didáctico digital para la asignatura de Ecología (teoría y laboratorio), por lo que se hace un reconocimiento al apoyo financiero de la Dirección General de Asuntos del Personal Académico (DGAPA), de la Universidad Nacional, mediante el proyecto citado.

Finalmente, los editores agradecen el apoyo de los estudiantes becarios del proyecto PAPIME PE207017, que realizaron propuestas de prácticas interesantes, pero que por cuestiones de operatividad de éstas en condiciones de laboratorio no fueron incluidas en el presente manual.

*Los editores:*

*M. en C. Juan Carlos Peña Becerril*

*Dr. Arcadio Monroy Ata*

*Ciudad de México, enero de 2022*

# Práctica 1

## Medidas de seguridad en el trabajo ecológico

**Arcadio Monroy Ata**

*arcadiom@unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

Cuando se realizan prácticas de campo con objetivos académicos es necesario recorrer y caracterizar el hábitat y las comunidades bióticas, sin embargo, no hay un solo ecosistema que sea inocuo para el ser humano. En efecto, en todos los tipos de vegetación terrestre y en los cuerpos acuáticos hay animales ponzoñosos, venenosos, parásitos, vectores de enfermedades, etc. Por ello, es conveniente conocer con detalle los organismos que representan un riesgo para la salud humana, con el fin de prevenir algún daño. Asimismo, el reino vegetal y el de los hongos pueden causar problemas de intoxicación o envenenamiento, si no se tienen las precauciones necesarias al estar en contacto con la vida silvestre, particularmente con las que tienen coloración de advertencia.

En el trabajo de investigación ecológica se realizan actividades de campo que normalmente se complementan con estudios en el laboratorio, donde es necesario manipular equipos, sustancias químicas, herramientas de disección, materiales de vidrio y aparatos de uso común. Asimismo, se generan residuos líquidos y sólidos, por lo que es conveniente saber qué hacer con estos desechos para evitar ser fuente de contaminación de suelos, agua o atmósfera. Por lo anterior es importante conocer y aplicar las medidas básicas de seguridad en el trabajo de laboratorio, especialmente al manipular sustancias o equipos que puedan generar riesgos para la salud humana o para el medio ambiente.

Una regla básica del trabajo de laboratorio y campo es conocer con profundidad aquello que se va a manipular, ya sean materiales, sustancias químicas, equipos u organismos. También, se deben conocer los protocolos de seguridad de los procesos en los que se trabaja y los códigos de información de algún tipo de riesgo: corrosivos, reactivos, explosivos, tóxicos, inflamables, biológico-infecciosos, fuentes de radiación nuclear o electromagnética, etc.

Es responsabilidad de los que realizan trabajo en un laboratorio o en campo, conocer los tipos de riesgos a los que se enfrentan en caso de no cumplir con las normas básicas de seguridad e higiene. Asimismo, es necesario planear a detalle las prácticas o el trabajo de investigación y tener protocolos preventivos y de remediación en caso de algún percance, con el fin de desarrollar con seguridad sus actividades, para alcanzar cabalmente sus metas y objetivos.

## **Objetivo**

Resolver 4 problemas de seguridad en el trabajo académico o de investigación, tanto de laboratorio como de campo, en el área de ecología y de ciencias ambientales.

## **Procedimiento**

En equipo de dos o tres personas, resolver los siguientes problemas que se pueden presentar al realizar actividades de campo o en el laboratorio de ecología.

## **Problema I**

Listar 4 ejemplos de residuos de un laboratorio donde se manipulen seres vivos (plantas, hongos, animales, microorganismo), de acuerdo con la clasificación siguiente:

Grupo I	Disolventes halogenados
Grupo II	Disolventes no halogenados
Grupo III	Ácidos
Grupo IV	Bases
Grupo V	Disoluciones acuosas
Grupo VI	Aceites
Grupo VII	Sólidos
Grupo VIII	Especiales

## Problema II

En una práctica de germinación de semillas de un cactus (*Opuntia streptacantha*), se requiere escarificar las semillas con ácido clorhídrico concentrado durante 5 minutos, para simular el paso de las semillas por el tracto digestivo de aves o mamíferos que usualmente consumen los frutos. Hacer un diagrama de flujo del procedimiento correcto para desechar los residuos del ácido clorhídrico (50 mL contenidos en un vaso de precipitados de 500 mL), hasta su disposición final.

## Problema III

Estudiantes de la Carrera de Biología preparan una salida de campo a la estación de Biología Tropical de “Los Tuxtlas” en Veracruz, con el objetivo de caracterizar la estructura vertical de la vegetación, la cual es una selva alta perennifolia. Listar 4 medidas de precaución que se deben tomar al visitar el sitio (“lo que se debe hacer”) y 4 acciones que son incorrectas, pues ponen en riesgo la salud de los visitantes (“lo que no se debe hacer”), en este tipo de hábitat.

## Problema IV

Cuando se miden volúmenes menores a 20 mL de ácidos o bases fuertes con pipetas, se debe usar una perilla de seguridad, sin embargo si alguien de manera imprudente pipetea directamente con la boca y se traga accidentalmente unos mL de un ácido o base, no es recomendable provocar el vómito, sino que se deben administrarse 15 g de antídoto universal disuelto en medio vaso de agua tibia; este antídoto se obtiene al mezclar 2 partes de carbón activado, 1 parte de leche de magnesia y 1 parte de ácido tánico (té negro), por lo que es conveniente tener este antídoto en los botiquines de laboratorios químicos. Sin embargo, si un estudiante de Biología -en una salida de campo a una zona costera- consume alimentos preparados de forma antihigiénica y se contamina con la bacteria *Salmonella enterica* serotipo *Enteritidis* y *Salmonella enterica* serotipo *Typhimurium* (que son los dos serotipos más importantes de *Salmonella* transmitida de animales a seres humanos en la mayor parte del mundo): ¿Qué protocolo -preventivo y curativo- conviene aplicar para evitar y remediar una contaminación con *Salmonella*? Listar 5 medidas preventivas y 5 medidas curativas. Se debe recordar que la salmonelosis se caracteriza por la aparición brusca de fiebre, dolor abdominal, diarrea, náuseas y, en ocasiones, vómitos. Los síntomas de la enfermedad comienzan a manifestarse entre 6 y 72 horas (generalmente 12 a 36 horas) después de la ingesta de la bacteria y la enfermedad dura entre 2 y 7 días.

## Cuestionario

1. ¿Cuál es la forma correcta de hacer la disposición final de los peces muertos de un acuario doméstico? Hay que recordar que, de acuerdo con la Ley de Residuos Sólidos de la CDMX, está prohibido tirar cadáveres de animales a la basura urbana.
2. ¿Por qué es importante no usar lociones antes de realizar un trabajo de campo?
3. ¿Liste las razones por las que es necesario usar botas en el trabajo de campo?
4. ¿Por qué es recomendable usar sombrero o gorra y bloqueador solar durante el trabajo de campo?
5. ¿Qué recomendaciones se deben seguir cuando se camina por un pastizal tropical de ganado cebú y con abundancia de garrapatas?
6. ¿Qué artículos debe tener un botiquín cuando se realiza una práctica de campo en un matorral xerófilo del Centro de México y se debe acampar por 4 días?

## Referencias

- Ciencia fácil (enero de 2013). *Normas de seguridad en el laboratorio*. <http://www.cienciafacil.com/paginanormas.html>
- Universidad Complutense de Madrid. (2007). *Manual de Gestión de Residuos Peligrosos* [Archivo pdf]. <https://www.ucm.es/cdcysd/file/manual-de-gestion-de-residuos-peligrosos>.
- Chávez López, R. y Rocha Ramírez, A. (2016). *Poblaciones ecológicas. Métodos de estudio*. Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), Facultad de Estudios Superiores Iztacala. Ciudad de México.
- Instituto de Energías Renovables (s.f.). *Lineamientos para el desecho de productos químicos*. [Archivo pdf]. <https://xml.cie.unam.mx/xml/dir/seguridad>.
- Mendoza Reza, P., Salgado Sviercovich, C.A. Alcántara Torres, G.C. y Soto Flores, L. A. (24 de agosto de 2018). *Normas de Seguridad y Equipo en Laboratorio*. <https://sites.google.com/site/equipoquimicaexperimental6/home/practica-1-normas-de-seguridad-y-equipo-en-laboratorio/>

- Muñoz Iniestra, D.J., Soler Aburto, A., López Galindo, F. y Hernández Moreno, M.M. (2013). *Edafología. Manual de Métodos de Análisis de Suelos*, Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM. Ciudad de México.
- Ponce de León Hill, C., Hernández Quiroz, M., Vanegas Pérez, C. y Cram Heydrich, S. (2012) *Conceptos y procedimientos para el análisis de muestras ambientales. Las Prensas de Ciencias*. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad de México.
- Universidad de Córdoba. (enero de 2013). *Gestión de residuos peligrosos en la Universidad de Córdoba*. <http://www.uco.es/servicios/dgppa/index>
- Sánchez y García Figueroa, F.L., editora (2018) *Técnicas Básicas del Laboratorio de Química Orgánica*. Edición de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad de México.



# ANEXO. REGLAMENTO DEL LABORATORIO DE ECOLOGÍA

## PRÁCTICA 1. Medidas de seguridad en el trabajo ecológico

1. Vestir bata blanca siempre que se esté en el laboratorio y mantenerla abrochada.
2. No está permitido tomar alimentos o bebidas durante la estancia en el laboratorio.
3. No escuchar música en el interior del laboratorio.
4. Prohibido fumar en el laboratorio.
5. Tener una bitácora, con registro cotidiano, de los experimentos.
6. Ubicar un botiquín de primeros auxilios y extinguidores cerca del laboratorio.
7. Consultar las instrucciones de manejo y las precauciones requeridas, cuando se manipulen sustancias o equipos que impliquen riesgos a la salud o al ambiente.
8. Mantener limpia y en orden el área de trabajo, etiquetando todo el material duplicado o para repeticiones y el que se utilizará en días posteriores a la práctica.
9. Antes de cada sesión práctica, preparar todo el material y equipo necesarios para la correcta realización del trabajo y el registro completo de datos.
10. Vigilar constantemente los experimentos que se realizan y ser responsable del funcionamiento seguro de los utensilios, sustancias y equipamientos empleados.

# Práctica 2

## Niveles de organización biológicos y ecológicos

**Alma Kalid Martínez Juárez**

*kalid.martinez.km@gmail.com*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

Los seres vivos pueden ser estudiados a diferentes niveles en su estructura organizacional. Como toda la materia del universo, están compuestos de átomos agrupados en diferentes niveles de complejidad. Por ejemplo, los átomos forman moléculas, las cuales tienen propiedades que se manifiestan en el metabolismo de las células, las que a su vez se organizan en tejidos y órganos. El conjunto de todos los seres vivos de la Tierra forma parte de la biosfera.

Asimismo, cada nivel de organización incluye a los niveles inferiores y constituye, a su vez, el fundamento de los niveles superiores. Lo importante es que cada nivel se caracteriza por poseer propiedades que emergen en ese nivel y que normalmente no se presentan en los niveles vecinos, a las cuales se les denomina propiedades emergentes. Así, una molécula de agua tiene propiedades diferentes de la suma de las propiedades de sus átomos constitutivos -hidrógeno y oxígeno-. De la misma manera, una célula cualquiera tiene propiedades diferentes de las de sus moléculas constitutivas, y un organismo multicelular dado tiene propiedades nuevas y diferentes a las de sus células. Una de las propiedades emergentes que surge en el nivel de una célula individual es el comportamiento, el cual es un conjunto de programas que responden al desarrollo celular y a estímulos externos. Estos programas están codificados genéticamente en lo que se denomina memoria filogenética.

Así, el análisis de las jerarquías en la organización de la materia viva permite reconocer una serie de características:

- Cada nivel de organización incluye menos unidades que el nivel inferior, pues son más integrativos. Esto significa que existen menos comunidades que poblaciones, menos poblaciones que individuos, etc.
- Cada nivel posee una estructura más compleja y estructurada que los niveles inferiores.
- Un nivel determinado es la combinación de las complejidades de los niveles inferiores, además de una estructura que le es propia.
- Cada nivel requiere de un aporte de energía mucho mayor que el nivel inferior.
- En cualquier nivel de jerarquía, el paso de un nivel al siguiente requiere un aporte de energía.

Asimismo, existen niveles de organización biológicos (agrupaciones solamente de seres vivos) y ecológicos (organismos más su medio ambiente no vivo). Los primeros son (principalmente, aunque no exclusivamente): individuos, poblaciones, gremios, subcomunidades, comunidades, biomas y biosfera. Los segundos son: nicho de la especie, ecosistema, paisaje, cuenca hidrológica y ecósfera.

## Objetivo

Distinguir las características principales y las propiedades emergentes de los diferentes niveles de organización biológicos (individuos, poblaciones, gremios, subcomunidades, comunidades, biomas y biosfera) y ecológicos (nicho de la especie, ecosistema, paisaje, cuenca hidrológica y ecósfera).

## Procedimiento

Llenar, en una hoja aparte, la siguiente tabla de los niveles de organización biológicos y ecológicos.

**Tabla 1. Niveles de organización biológicos y ecológicos.**

Nivel	Definición	Propiedades emergentes	Ejemplos

### Cuestionario

1. ¿Qué es un nivel de organización de la materia viva?
2. ¿Cuál es la diferencia entre los niveles de organización biológicos y los ecológicos?
3. ¿Qué relación hay entre estructura y función en los seres vivos? Cita un ejemplo.
4. ¿Los niveles de organización de los seres vivos son conjuntos continuos o discretos?
5. ¿Qué nivel de organización es más integrativo: la biósfera o la ecósfera? Discute la respuesta.

### Referencias

Álvarez Hernández, S., Ibáñez, A.L. y Bravo Núñez, E. (2015). *Ecología de poblaciones*. Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Iztapalapa.

Chávez, L. R. y Rocha, R. A. (2016). *Poblaciones ecológicas. Métodos de estudio*. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Iztacala.

Monroy Ata, A. (2007). Los niveles de organización biológica y ecológica de los seres vivos. *Conversus*. 61, 32-35.

Monroy Ata, A. (2018). *Los niveles de organización biológica y ecológica de los seres vivos*. Recuperado en junio de 2018 de [https://nanopdf.com/download/04-niveles-de-organizacion-siladin-orient\\_e\\_pdf](https://nanopdf.com/download/04-niveles-de-organizacion-siladin-orient_e_pdf)

- Raisman, J.S. y González, A.M. (enero de 2018). *Niveles de Organización*. <http://www.biologia.edu.ar/biodiversidad/niveles.htm>
- Solomon, E.P., Berg, L.R., Martín, D.W. y Villée, C. (1998). *Biología*. Ed. Mc Graw Hill e Interamericana; 4ª Edición. Ciudad de México.

# Práctica 3

## Ecología de individuos

**Elizabeth González Ojeda**

*alexia33twosh@gmail.com*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

La vida en la Tierra está conformada por una jerarquía de estructuras o niveles de organización y en cada nivel de organización de los seres vivos, éstos poseen propiedades del nivel anterior y propiedades nuevas, denominadas emergentes, a partir de las cuales se define o caracteriza el nivel superior siguiente (Malacalza, 2013). Los niveles de organización son conjuntos formados por elementos interrelacionados entre sí, que constituyen la trama de la materia y conforman unidades jerárquicas anidadas en distintas escalas espaciales. Así un nivel de organización representa el grado de complejidad estructural de un sistema y se refiere a los estados de organización de la materia no viva y de los seres vivos, que se arreglan en forma jerárquica. En ecología hay niveles de organización bióticos, como los individuos, poblaciones, gremios, comunidades, biomas y biosfera, así como también niveles de organización ecológicos como son el nicho de una especie, un ecosistema, un paisaje, una cuenca hidrológica y la ecósfera (Cueto, 2006).

La ecología es una ciencia que estudia los niveles de organización comprendidos entre el individuo y la biosfera. Esto significa que las interacciones de los organismos con su medio ambiente se estudian desde el nivel de individuo, como promedio estadístico, en su hábitat particular. Entonces, un individuo se define como un organismo que se automantiene, se desarrolla, se reproduce y tiene una conducta propia. No hay dos individuos iguales pues cada uno se distingue de otros por su conducta, trayectoria y sus características particulares, que le permiten interactuar con el medio ambiente que lo rodea (De Angelis y Gross, 1992).

Los individuos poseen características como son (Audesirk *et al.*, 2008):

- Autonomía o mantenimiento de sí mismo, que conduce a una homeostasis, en donde el individuo conserva activamente su estructura y ambiente interno.
- Reproducción, cuando los individuos maduran y desarrollan características morfológicas, fisiológicas y genéticas propias de la especie a la que pertenecen y pueden dar origen a descendientes del mismo tipo, permitiendo la continuidad de la vida.
- Reactividad, ya que tienen algoritmos de respuesta a los estímulos de su ambiente.
- Obtienen y usan materiales y energía de su ambiente, convirtiéndolos en diferentes formas mediante su metabolismo.

De esta forma los organismos pueden ser estudiados por la ecología, que analiza interacciones bióticas y abióticas desde el individuo hasta niveles de organización más complejos como las poblaciones, gremios, comunidades, biomas y biósfera. Es importante anotar que estadísticamente se puede considerar una población de datos, objetos o individuos desde un número mínimo de 30, lo cual es una convención. Por ello, si se estudian organismos en números que van desde 5 (la  $n$  mínima para hacer cálculos estadísticos) hasta 30, se pueden considerar como estudios a nivel de individuo, lo cual ha sido relevante para el desarrollo de disciplinas como la ecofisiología, la ecología funcional y evolutiva de organismos, la paleoecología y otras disciplinas científicas.

## Objetivo

El alumno medirá la evapotranspiración de plantas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) en un ambiente semicerrado (mini-invernadero) y en un ambiente abierto, mediante el peso de macetas sin agujero de drenaje.

## Material

### Emergencia de las semillas

- 20 semillas de frijol.
- 2 cajas Petri.
- Papel filtro.
- Algodón.
- Agua.

### Diseño experimental

- 1 pecera de vidrio de 40 x 20 cm de base por 30 cm de altura (aproximadamente).
- Charola de plástico de aproximadamente 40 x 20 cm por 5 cm de altura.
- 4 hojas tamaño carta de acetatos rígidos.
- 20 vasos de plástico de 250 mL (No. 10).
- Cinta adhesiva transparente.
- Tijeras.
- Libreta o bitácora de laboratorio.
- 5 kg de suelo.
- 1 balanza granataria.
- 1 vaso de precipitado de 50 mL.
- Agua.

### Procedimiento

#### Emergencia de las semillas

1. Colocar una pequeña capa de algodón en la base de las cajas Petri.
2. Cortar 2 pedazos (por caja) de papel filtro en forma circular tomando como referencia el tamaño de la caja Petri.
3. Colocar sobre el algodón uno de los círculos de papel filtro, humedecerlo y colocar 10 semillas de frijol, tapar con el otro pedazo de papel y cerrar la caja Petri.
4. Colocar las cajas Petri cerca de una fuente de luz y humedecer cuando sea necesario. Realizar este procedimiento hasta cuando emerjan las semillas.

### Diseño experimental

1. Pesar 250 gramos de suelo para cada uno de los vasos de plástico.
2. Trasplantar las plantas de frijol a 10 vasos, los vasos restantes no tendrán planta.
3. Agregar 50 mL de agua destilada o de la llave a cada uno de los vasos.
4. Elaborar un techo de 2 aguas con los acetatos y colocarlo sobre la pecera; colocarlo de tal manera que sea fácil su retiro para regar y pesar las macetas.
5. Colocar 5 macetas con planta y 5 sin planta dentro de la pecera, junto con un termómetro.
6. Las macetas restantes (5 con planta y 5 sin planta) se deben colocar en la charola de plástico junto con un termómetro. Aquí inicia el experimento, el cual debe durar 4 semanas.



7. Tres veces por semana, antes de regar las macetas, se debe pesar cada una, registrando los datos en la bitácora del experimento.
8. Regar todas las macetas tres veces por semana con la misma cantidad de agua en cada una (50 mL).
9. Pesar y registrar la temperatura a una hora fija (por ejemplo, a las 10:00 horas), tres días a la semana.
10. Hacer observaciones del experimento, tomar fotografías y anotar todos los registros en la bitácora del experimento.
11. Una vez finalizado el experimento, elaborar gráficas comparativas de la media de los pesos evaluados y de los registros de temperatura contra el tiempo (días).
12. Obtener la evapotranspiración (ETR) de las plantas tanto en el ambiente semicerrado como en el ambiente abierto y hacer un análisis estadístico de comparación de medias.

$$\text{ETR} = \text{Evaporación} + \text{Transpiración}$$

13. Elaborar un reporte completo del experimento con fotografías.

## Cuestionario

1. Lista las propiedades emergentes del nivel de organización de individuos.
2. ¿Qué es la evapotranspiración?
3. ¿Los individuos evolucionan o son las poblaciones las que lo hacen? Explica tu respuesta.
4. ¿Cuáles son los principales mecanismos que conducen a la homeostasis en los seres vivos?
5. ¿Cuáles son los factores más determinantes en la trayectoria de los individuos y que caracterizan su historia de vida?

## Referencias

- Audesirk, T., Audesirk, G. y Byers, B.E. (2008). *Biología: la vida en la Tierra*. México. Editorial Pearson Educación.
- Cueto, V.R. (2006). Escalas en ecología: su importancia para el estudio de la selección de hábitat en aves. *Hornero*, 21(1): 1-13.

### PRÁCTICA 3. ECOLOGÍA DE INDIVIDUOS

De Angelis, D.L. y Gross, L.J., editores (1992). Individual Based Models and Approaches in Ecology: Populations, Communities and Ecosystems. Chapman & Hall. Londres, Gran Bretaña.

Malacalza, L. (2013). *Ecología y ambiente*. Buenos Aires, Argentina. Publicación del Instituto de Ecología y Desarrollo Sustentable de la Universidad Nacional de Luján y de la Asociación Civil de Ecología de Luján.



# Práctica 4

## Identificación de nichos ecológicos

**Arcadio Monroy Ata**

*arcadiom@unam.mx*

**Norma Rodríguez Campos**

*normarocn@gmail.com*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

**E**l nicho ecológico es un concepto clave en la comprensión del funcionamiento de los ecosistemas. En efecto, la determinación de las funciones que desempeña cada especie es una condición que permite establecer la trama de interacciones que conforman una comunidad biótica; el producto del conjunto de interacciones puede ser un equilibrio estable, metaestable o inestable. Por ello, conocer el papel funcional de las poblaciones de un ecosistema (posición trófica, competencia inter e intraespecífica, simbiosis, selección de parentesco, etc.) explica parte de la ecología funcional y evolutiva las especies, así como su fenología e historia de vida; en síntesis: la distribución y abundancia de cada especie es la resultante del desarrollo de su nicho ecológico.

El paradigma del nicho ecológico como el hipervolumen conformado por el conjunto multidimensional de condiciones ambientales en las que se desarrolla una especie, no es suficiente para explicar la aptitud darwiniana o adecuación de una especie (el número de descendientes que, en promedio, tiene un individuo en una población), ya que el binomio hábitat-nicho es dinámico y es el resultado de las acciones de cada individuo en una población, de la coacción de otros individuos de la misma o de diferente especie, de sus reacciones al medio, de sus formas de uso y transformación de la materia, energía e información, entre otros factores. Por ello, es fundamental determinar los nichos de un ecosistema, ya que dos especies no pueden tener el mismo nicho ecológico en un mismo hábitat.

¿Cómo se estructuran los nichos en un ecosistema? Se requiere, por ejemplo, tener el doble de biomasa entre dos especies competidoras, para compartir el mismo territorio y emplear recursos comunes, sin que una especie excluya a la otra. También, la coexistencia de especies del mismo gremio, explotando un mismo tipo de recurso, se logra gracias a la especialización del nicho ecológico, con escaso o nulo traslape de éste entre especies, para evitar la competencia y alcanzar una estrategia de alta eficiencia en el uso de recursos comunes escasos.

Por lo anterior, esta práctica está dirigida a la identificación de nichos ecológicos de especies vegetales en hábitats naturales, con el fin de dilucidar los vínculos funcionales de las especies, dentro de la densa malla de la coexistencia en una comunidad y, por extensión, en la biósfera de Gaia, la Tierra viva.

## Objetivos

- Caracterizar el nicho ecológico de dos poblaciones vegetales en condiciones naturales.
- Comparar funcionalmente dos nichos de especies vegetales que coexisten en el mismo hábitat.

## Material

**Práctica de campo:** vestimenta: camisa de manga larga, gorra o sombrero, botas de campo, paliacate para el cuello (opcional), filtro solar superior a 40, evitar el uso de perfume (para no atraer insectos). **Materiales:** libreta de tránsito, 30 fotocopias de formularios de nicho ecológico, cámara fotográfica o de video digital, lápiz, flexómetro o cinta métrica, lupa, brújula, clisímetro, bolsas de plástico, prensa botánica, navaja suiza, plumones indelebles, etiquetas con hilo para colgar o etiquetas de pegar, soporte rígido (tamaño carta) con clip sujetador, cinta métrica de 20 metros y 4 estacas de unos 50 cm de altura.

## Procedimiento

Se elige un sitio de muestreo con vegetación natural, por ejemplo: Ajusco, Desierto de los Leones, Molino de las Flores, Huayamilpas, Izta-Popo, etc. Una vez ubicada una comunidad vegetal, se formarán equipos de dos personas, las cuales elegirán dos especies vegetales a las que les caracterizarán su nicho ecológico. En cada población se hará el registro de al menos 10 individuos, considerando diferentes fases o edades

## PRÁCTICA 4. IDENTIFICACIÓN DE NICHOS ECOLÓGICOS

de la especie. En cada población se observará su interacción con los demás organismos para describir relaciones como: herbivoría, simbiosis, asociaciones con otras plantas, tamaño del individuo que se analiza (altura, cobertura, área foliar, cohortes de follaje), parásitos, especies circundantes, micrositio de desarrollo del individuo, fenología, tipo de raíz (si es posible), de tallo, de hojas; tipo de suelo donde crece (pendiente, pedregosidad, presencia de materia orgánica, color, etc.); tipo de vegetación; la planta como hábitat de especies animales; presencia de atractores químicos (flores) o evidencias de liberación de químicos de rechazo (alelopatía, defensa de insectos perforadores, resinas de sellado, antibióticos específicos, etc.); arquitectura (módulos interactivos, filotaxia, perfil, forma de la copa en vista aérea); colores de tallos, ramas, hojas y estructuras reproductivas, entre otras.

En la tabla 1 se presenta un formulario que sirve para sintetizar la información de los individuos registrados.

En trabajo de gabinete:

- Realizar un diagrama con las interacciones de un individuo promedio, para cada una de las especies.
- Llenar un formulario con el individuo promedio o representativo.
- Dibujar el individuo promedio en su forma de vida y estructura tipo o presentar fotografías del individuo completo y detalles de su estructura.
- Caracterizar el nicho ecológico de cada especie ubicando su posición trófica (relaciones con herbívoros y parásitos), dilucidando sus interacciones simbióticas y competitivas, describiendo su hábitat y micrositio, etc.

### Recomendaciones para el trabajo de campo

- Si es necesario, se pueden tomar muestras representativas del follaje de las plantas estudiadas, así como de algún insecto (en alguna de sus fases) para su identificación en laboratorio. Verificar si la colecta de especímenes está permitida en el sitio antes de tomar alguna muestra.
- Trabajar el llenado de formularios en equipos de 2 personas, muestreando al menos 10 individuos de cada una de las especies elegidas.
- Observar con la lupa detalles del tronco, ramas, hojas (haz y envés), peciolos, meristemos, estructuras reproductivas, etc.

- Tomar fotografías de detalles y dibujar aspectos que caractericen la estructura y función del vegetal.
- Dibujar un mapa del sitio donde se indique la densidad y distribución (en vista aérea) de coberturas de cada una de las especies estudiadas.
- Ubicar la especie analizada en un perfil horizontal de vegetación.
- Caracterizar el hábitat (tipo de vegetación, de suelo, especies vegetales dominantes, fauna presente, evidencias de animales como huellas, madrigueras, excretas, nidos, etc.).
- Si se requiere, se puede tomar algunas muestras de suelo para analizar características fisicoquímicas en el laboratorio como pH, color, salinidad, textura, etc.
- Es recomendable llevar hojas cuadrículadas para la elaboración del mapa de densidad y distribución de las especies de interés; un cuadrante de 20 x 20 m puede ser suficiente.
- Cuando se dibuje el perfil de vegetación, escoger un gradiente que ordene la vegetación como la pendiente, el tipo de suelo, el disturbio antrópico, la retención de humedad del suelo, etc.

## Cuestionario

1. ¿Cuál es la diferencia entre nicho ecológico y super-nicho de un gremio ecológico?
2. ¿Qué es un grupo funcional en un ecosistema y cuál es su relación con un nicho ecológico?
3. ¿Cuál es el principio de exclusión competitiva de Pauli?
4. Si un nicho particular en un ecosistema no está ocupado: ¿cómo se define qué especie lo va a ocupar?
5. Describa la diferencia entre nicho y hábitat.
6. ¿La estructura biológica de los organismos está definida por su función?
7. ¿Qué es la complementariedad ecológica entre nichos?
8. ¿Cuáles son los nichos más generales de un ecosistema y que son omnipresentes en cualquier medio ambiente?
9. ¿Un nicho ya existe o lo configura una especie?

## Referencias

Arana, F. (1995). *Ecología para principiantes*. Ed. Trillas. México D.F.

Margalef, R. (1974). *Ecología*. Ed. Omega Barcelona España.

Nebel, B.J. (1990). *Environmental Science. The way the world works*. Ed. Prentice Hall. Third Edition.

Odum, E. P. (1997). *Ecology. A bridge between science and society*. Sinauer Associates, Inc. Publishers. Massachusetts, E.U.A.

Pianka, E.R. (2000). *Evolutionary Ecology*. 6ta. Edición. Addison Wesley Longman, Inc. San Francisco, E.U.A.



**Tabla 1. Ficha de caracterización del nicho ecológico de una especie vegetal.**

Lugar: \_\_\_\_\_ Fecha y hora: \_\_\_\_\_

Especie: \_\_\_\_\_ Individuo No. \_\_\_\_\_

Forma de vida: \_\_\_\_\_ Fases fenológicas: \_\_\_\_\_

Características del hábitat: \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_

Herbívoros: \_\_\_\_\_

Parásitos: \_\_\_\_\_

Fauna asociada: \_\_\_\_\_

Simbiosis: \_\_\_\_\_

Especies circundantes: \_\_\_\_\_

Asociaciones vegetales: \_\_\_\_\_

Densidad de población: \_\_\_\_\_

Distribución de la población: \_\_\_\_\_

Tipo de raíz, tallo y hojas: \_\_\_\_\_

Características del micrositio: \_\_\_\_\_

Tipo de suelo: \_\_\_\_\_

Tipo de vegetación: \_\_\_\_\_

Topografía (pendiente, exposición): \_\_\_\_\_

Pedregosidad (%): \_\_\_\_\_

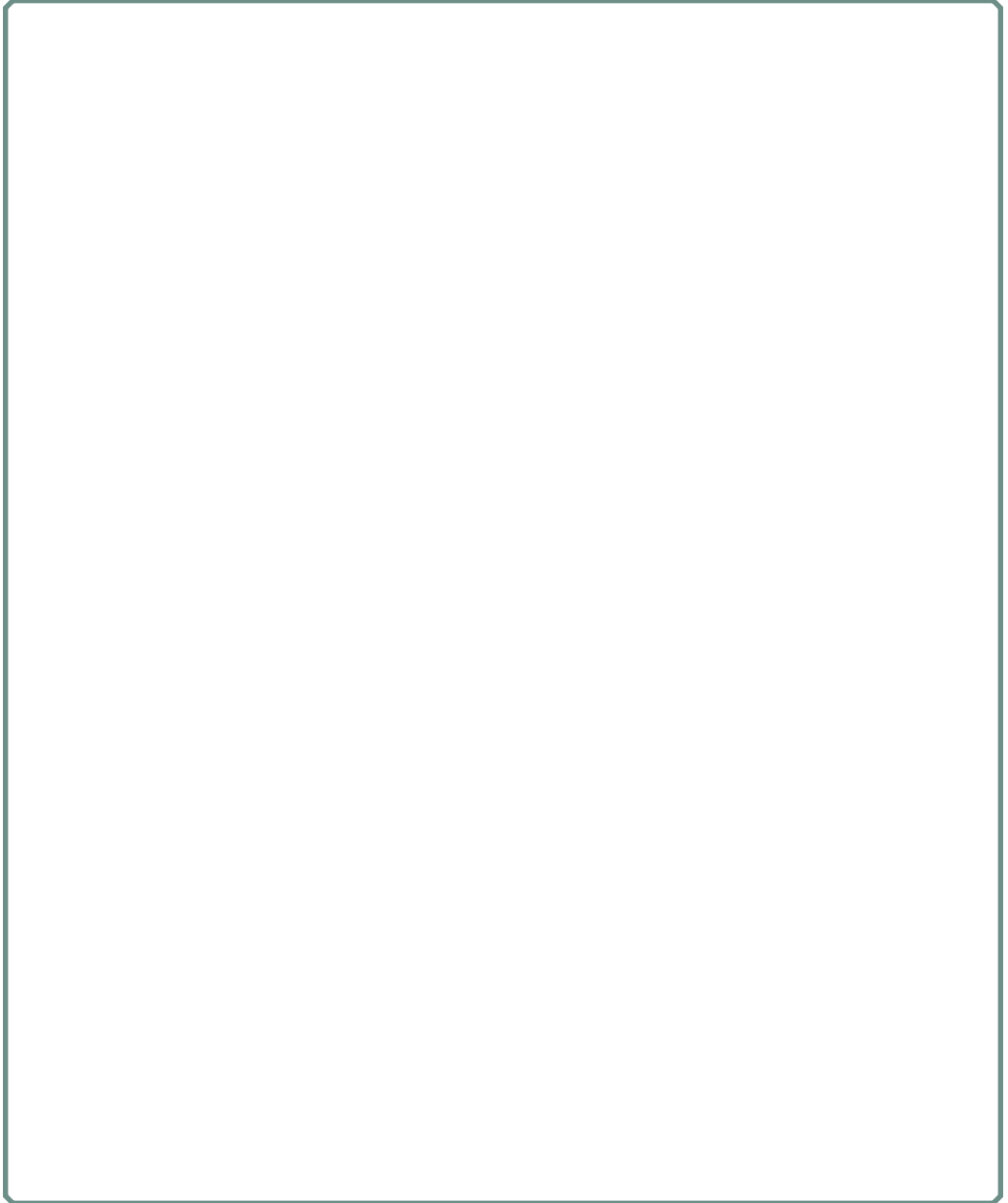
Competencia (alelopatía): \_\_\_\_\_

Dimensiones: altura: \_\_\_\_\_, cobertura (diámetro mayor y menor): \_\_\_\_\_,  
 diámetro del tallo: \_\_\_\_\_, área foliar representativa: \_\_\_\_\_,  
 porcentaje y talla de cohortes de follaje: a) \_\_\_\_\_ b) \_\_\_\_\_ c) \_\_\_\_\_ d) \_\_\_\_\_.

Otras características de la planta y su hábitat (usar la parte posterior de esta hoja si es necesario): \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_

## PRÁCTICA 4. IDENTIFICACIÓN DE NICHOS ECOLÓGICOS

Dibujar en el envés de esta hoja: a) el perfil del individuo (silueta vacía), b) la forma de su cobertura aérea, c) vínculos reiterativos con otras especies y d) anotar la distancia más cercana con otro individuo de la misma especie.

A large, empty rectangular box with a thin black border, intended for drawing or sketching. It occupies most of the page below the instructions.



# Práctica 5

## Crecimiento poblacional

**Arcadio Monroy Ata**

*arcadiom@unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

**E**n Ecología se define a la población como un conjunto de individuos de la misma especie que coexisten en el mismo hábitat. Como todos los niveles de organización de los seres vivos, en una población hay una serie de parámetros, atributos o cualidades que son propias de la agrupación de organismos que conviven y comparten el mismo reservorio génico. Estos atributos poblacionales permiten caracterizar al conjunto de individuos y no a uno de ellos o a la agregación de poblaciones (para formar gremios, subcomunidades o grupos funcionales).

Algunos ejemplos de las propiedades emergentes a nivel de población son los siguientes:

- a) tasa de natalidad: (número de nacimientos) /individuo/tiempo.
- b) tiempo generacional: edad promedio de la primera reproducción.
- c) densidad: (número de individuos) / (unidad de superficie o volumen).
- d) distribución: arreglo espacial de los individuos en el hábitat.

Un atributo importante en todas las especies es el crecimiento poblacional, el cual es la derivada del tamaño poblacional conforme cambia el tiempo. Así, matemáticamente la variación en el tamaño poblacional respecto al tiempo se escribe:  $dN/dt$  y a la forma de la curva que relaciona el número de individuos en la población con la variable tiempo, se le denomina tipo de crecimiento.

Hay dos tipos de crecimiento poblacional que caracterizan la variación de la densidad, respecto al tiempo, de numerosas especies vegetales, animales, de hongos y de microorganismos. Estos tipos son el crecimiento exponencial (en forma de “J”) y el crecimiento logístico o sigmoideo (en forma de “S”).

En el primer caso se trata de poblaciones que crecen en un medio ambiente sin limitaciones, es decir, sin un límite a su crecimiento poblacional y en el segundo caso se trata de poblaciones que crecen en un medio ambiente con recursos limitados, lo cual pone un límite a su crecimiento; este límite se denomina capacidad de carga del hábitat para esa población y se designa con la letra “K”. Las poblaciones con crecimiento logístico son las que se desarrollan en un hábitat donde uno o varios factores limitantes impiden que su densidad rebase un límite determinado o un rango alrededor de este límite.

Asimismo, hay dos tipos de poblaciones respecto a la coexistencia de progenitores y descendientes: las poblaciones cuyos efectivos (número de individuos en la agrupación) no coexisten con sus padres se dominan semélparas, debido a que sólo tienen una reproducción en su ciclo de vida y mueren antes de que prospere su descendencia, la cual permanece en el hábitat en forma de semilla o huevecillos hasta que existan condiciones favorables para su desarrollo (como el inicio de una nueva temporada de lluvias). El otro tipo de poblaciones, en el cual los progenitores coexisten con sus descendientes se llaman iteróparas, es decir, son poblaciones en las que los individuos tienen varias reproducciones en su ciclo de vida. Las poblaciones semélparas tienen generaciones discretas o no traslapadas (una por temporada) y las poblaciones iteróparas tienen generaciones continuas o traslapadas.

A continuación, se hace una sinopsis de los tipos de crecimiento poblacional:

Tipo de crecimiento / Tipología	Modelo exponencial	Modelo sigmoideo
Poblaciones semélparas (generaciones discretas)	$N_t = N_0 R_0^t$	$N_{t+1} = [1 - B(N_t - N_{eq})] N_t$
Poblaciones iteróparas (generaciones continuas)	$N_t = N_0 e^{rt}$	$N_t = (N_0 K) / (K e^{-rt} - N_0 e^{-rt} + N_0)$

Tipo de crecimiento Tipología	Modelo exponencial	Modelo sigmoideo
Tipo de medio ambiente	ilimitado	con capacidad de carga
Tipo de selección	$r$	K
Tipo de mortalidad	catastrófica y denso- independiente	no catastrófica y densodependiente
Tipo de curva de crecimiento poblacional	en forma de "J"	en forma de "S"

## Objetivo

El alumno calculará la variación en el número de individuos respecto al tiempo, para distintas condiciones de desarrollo poblacional aplicando los modelos de crecimiento exponencial y logístico, tanto para poblaciones semélparas como iteróparas.

## Materiales

- Una calculadora científica que tenga exponenciales y logaritmos.
- Una buena dosis de lógica y una pizca de ingenio.

## Procedimiento

Resuelva los siguientes problemas:

### I. Crecimiento exponencial

#### a) Poblaciones semélparas

1. Calcule la curva de crecimiento poblacional, para 12 generaciones, de una planta anual con tasa reproductiva neta de 1.8 y un tamaño inicial de 24 individuos.
2. Estime el tamaño poblacional de 8 áfidos que colonizaron una nueva planta perenne, después de 6 generaciones, si en cada generación triplican el número de efectivos.
3. Una población de insectos herbívoros que habita en una planta senescente ha visto reducir a la mitad su densidad en cada generación; si actualmente viven 288 individuos en la planta, ¿Cuántas generaciones se requieren para que se extinga la población?
4. Una población de 20 mariposas, inmigrante a un nuevo hábitat, encuentra condiciones propicias para su crecimiento, de tal forma que su tasa

reproductiva neta es de 1.4 ¿Qué tamaño poblacional alcanzará después de 20 generaciones?

b) *Poblaciones iteróparas*

1. Una población de 10 protozoarios, con reproducción binaria, parasita el intestino de un nuevo hospedero. Su tasa de crecimiento relativo por organismo y por día es de 6.9; estime cuántos días se requieren para que su tamaño poblacional sea de 10 000 protozoarios.
2. Dos unidades formadoras de colonias de bacterias de la misma cepa llegan simultáneamente a una pieza de pan, con la suficiente humedad para que se desarrollen exponencialmente los microorganismos. Si la bacteria se reproduce por fisión binaria cada 20 minutos, ¿en cuántas horas alcanzará una talla de  $10^{12}$  efectivos?
3. Una población de 40 conejos, con una tasa de crecimiento relativo anual de 0.5 se crió en una granja durante 4 años: ¿cuántos conejos estaban vivos al final de ese tiempo?
4. Una población de 80 peces con una tasa de natalidad anual igual a 0.72 y una tasa de mortalidad de 0.24 al año, se cultivó en un estanque durante 2 años. Estime el tamaño poblacional de los peces después de ese tiempo.

## II. Crecimiento logístico

a) *Poblaciones semélparas*

1. Dibuje el crecimiento poblacional de una colonia de 20 grillos que se desarrolla durante 8 generaciones en un pequeño prado de  $16 \text{ m}^2$ , cuya capacidad de carga es de 120 ortópteros. El valor estimado de la constante B es de 0.01.
2. Estime el tamaño poblacional que alcanzarán 8 pulgones que colonizaron un rosál, después de 10 generaciones y en el que la capacidad de carga es de 400 áfidos. La constante B tiene un valor de 0.002 en este caso.
3. Calcule la capacidad de carga del hábitat de una población con generaciones discretas, que presenta una alta competencia intraespecífica. El tamaño poblacional actual es de 104 efectivos, la generación anterior fue de 80 individuos y la constante B fue estimada en un valor de 0.015.
4. ¿Cuántas generaciones requiere una población de 20 individuos, que coloniza un nuevo hábitat con una capacidad de carga de 288 efectivos, para alcanzar un equilibrio del medio ambiente con la especie? La constante B fue evaluada en 0.05.

### b) Poblaciones iteróparas

1. Explique el significado del punto de inflexión de la curva logística de una población con generaciones continuas, desde el punto de vista ecológico.
2. Una población de tlacuaches del Estado de Veracruz tiene una tasa de crecimiento relativo de  $-0.09$ , en una zona sujeta a destrucción de hábitats silvestres por deforestación. ¿Qué le ocurrirá a la especie si se mantiene su tasa de crecimiento relativo de manera indefinida?
3. ¿Cuál es la relación entre la tasa de crecimiento relativo y el tiempo generacional en el curso de la evolución? Realice una gráfica que muestre la correlación general.
4. Dibuje una escala que relacione los rangos de valores que pueden tomar la tasa reproductiva neta ( $R_0$ ) y la tasa de crecimiento relativo ( $r$ ) indicando en qué valores crece, decrece o se mantiene el tamaño de una población.
5. ¿Cómo ha cambiado el valor de la tasa de crecimiento relativo de las especies en el desarrollo filogenético de la Biología, desde el origen de la vida hasta el presente?
6. ¿Qué es mejor en un ecosistema: ser un estratega K o ser un estratega  $r$ ? Explique su respuesta.

## Cuestionario

1. Define población y da un ejemplo de la vida real.
2. ¿Qué diferencia hay entre una población iterópara y una semélpara?
3. ¿Qué significado tiene la tasa reproductiva neta ( $R_0$ ) de una población con generaciones discretas y qué rango de valores puede tomar?
4. ¿Qué significado tiene la tasa de crecimiento relativo (RGR o  $r$ ) per cápita de una población con generaciones continuas y qué rango de valores puede tomar?
5. ¿Cómo es la mortalidad en una población densoindependiente comparada con una población densodependiente?
6. ¿Qué significa la fecundidad y la fertilidad en una población?
7. ¿Cuál es el significado de la esperanza de vida de un individuo al nacer?
8. ¿Cuáles son los principales tipos de curvas de supervivencia de una población?



## Referencias

- De Angelis, D.L. y Gross, L.J. (1992). *Individual Based Models and Approaches in Ecology: Populations, Communities and Ecosystems*. Chapman & Hall. Londres, Gran Bretaña.
- Dobson, S.I., Allen, T.F.H., Carpenter, S.R., Ives, A.R., Jeanne, R.L., Kitchell, J.F., Langston, N.E. y Turner, M.G. (1998). *Ecology*. Oxford University Press. Nueva York, E.U.A.
- Krebs, C.J. (1985). *Ecología: estudio de la distribución y abundancia*. Harla: Harper y Row Latinoamericana. México, D.F.
- Odum, E.P. (1997). *Ecology: a bridge between science and society*. Sinauer Associates, Inc. Publishers. Massachusetts, E. U.A.
- Pianka, E.R. (2000). *Evolutionary Ecology*. 6ta. Edición, Addison Wesley Longman, Inc. San Francisco, E.U.A.
- Stiling, P.D. (1992). *Introductory Ecology*. Prentice Hall. New Jersey, E.U.A. 597 pp.
- Sutton, D.B. y Harmon, N.P. (1996). *Fundamentos de Ecología*. Limusa-Noriega, Editores. México, D.F.

# Práctica 6

## *r* y *K*

**Arcadio Monroy Ata**

*arcadiom@unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

La selección “*r*” y “*K*” de organismos aparentemente ubica en dos grupos de naturaleza distinta a las poblaciones. Sin embargo, más que dos polos opuestos la selección *r-K* es un continuo en el que se pueden localizar a las diferentes especies. Asimismo, es importante categorizar a las poblaciones dentro del continuo *r-K* debido a que este posicionamiento permite identificar su estrategia ecológica, la naturaleza de su nicho en el ecosistema y, en el caso de poblaciones que se desarrollan en condiciones controladas, permite un manejo más predecible de los organismos y de su potencial reproductivo.

Es necesario subrayar que el posicionamiento de una población en un punto del continuo *r-K* no significa que la ubicación sea definitiva o invariante. En efecto, el punto de ubicación de un conjunto de individuos de la misma especie en la escala *r-K*, sólo representa la respuesta de la población a las condiciones ambientales en un ecosistema particular y este posicionamiento es en realidad un punto de equilibrio modulable, que depende de los recursos disponibles para el desarrollo y de las interacciones establecidas con el conjunto de las otras poblaciones de la comunidad, con las que coexiste y con las que coevoluciona.

¿Cómo medir la posición de una población en la escala *r-K*? Aunque las poblaciones tienen un conjunto de caracteres relacionados por su historia de vida (como tamaño de cuerpo pequeño, ciclo de vida corto y numerosos descendientes), el mejor indicador

es la tasa de crecimiento relativo ( $r$ ) de la población. Esto es debido a que se puede calcular experimentalmente el valor de  $r$  en condiciones de desarrollo favorables ( $r$  máxima) y a que este valor se puede comparar para distintas poblaciones.

En condiciones de laboratorio, invernadero, bioterio o campo, es posible determinar la  $r$  máxima ( $r_{max}$ ) para poblaciones vegetales, animales, fúngicas o de microorganismos, en base a su crecimiento en número de individuos o a su incremento en biomasa.

Por ello, en esta práctica se analizará el valor de  $r_{max}$  para diferentes especies, con el fin de ubicarlas en una escala  $r$ - $K$  y de discutir el papel de este parámetro en la evolución de los seres vivos.

## Objetivo

Posicionar un conjunto de especies dentro de un continuo  $r$ - $K$  y analizar el sentido ecológico de la reducción de  $r_{max}$  en el curso de la evolución.

## Metodología

A partir de la Tabla No. 1, realizar:

- a) Una escala  $r$ - $K$  para situar a todas las especies del Tabla.
- b) Hacer una gráfica semilogarítmica de  $r_{max}$  versus el Tiempo Generacional (T).
- c) Haga una estimación de la longitud del tamaño del cuerpo de los individuos promedio de cada especie y trace una gráfica *log-log* de la longitud del cuerpo de la especie vs. el Tiempo Generacional.
- d) Haga una interpretación ecológica y evolutiva de los incisos anteriores.

## Cuestionario

1. ¿Por qué se ha reducido  $r_{max}$  en el curso de la evolución?
2. Haga un diagrama de flujo donde se muestren los parámetros poblacionales que influyen en el valor de  $r$  en condiciones naturales.
3. ¿Por qué se llaman  $r$  y  $K$  a las estrategias ecológicas generales de una población?

## Cuestionario

4. Si disminuye  $r$  en una población en el curso de su evolución: ¿qué parámetros poblacionales cambiarán en los organismos?
5. Si la adecuación de una especie es mayor mientras más descendientes deja para la siguiente generación: ¿tienen mayor aptitud darwiniana las especies con selección  $r$  que las especies con selección  $K$ ?
6. ¿Por qué coexisten las especies con selección  $r$  y las especies con selección  $K$  en ecosistemas maduros?
7. ¿Por qué la especie humana tiene diferentes valores de  $r$  en las distintas regiones socioeconómicas del planeta?
8. ¿Un ecosistema maduro alcanza el equilibrio cuando las especies que lo componen llegan a una  $r = 0$ ? Discuta su respuesta.

## Referencias

- Álvarez Hernández, S., Ibáñez, A.L., Bravo Núñez, E. (2015). *Ecología de poblaciones*. Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Iztapalapa. México.
- Chávez, L.R. y Rocha, R.A. (2016). *Poblaciones ecológicas. Métodos de estudio*. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Iztacala. México.
- Krebs, C.J. (1985). *Ecología: Estudio de la distribución y la abundancia*. 4ª. Edición. Harla. Harper & Row Latinoamericana. Ciudad de México.
- Pianka, E.R. (2002). *Evolutionary Ecology*. 6ª Edición, Addison Wesley Longman, Inc. San Francisco, California, E.U.A.
- Thomas, E.C. (1976). *Population biology*. Harper & Row, Publishers. Nueva York, E.U.A.

**Tabla 1.** Estimación de tasas de crecimiento relativo ( $r_{max}$ , per cápita por día) y tiempos generacionales promedio (en días) para una variedad de organismos. Fuente: Pianka (2002).

Taxon	Especie	$r_{max}$	Tiempo generacional (T)
Bacteria	<i>Escherichia coli</i>	ca. 60.0	0.014
Protozoa	<i>Paramecium aurelia</i>	1.24	0.33-0.50
Protozoa	<i>Paramecium caudatum</i>	0.94	0.10-0.50
Insecto	<i>Tribolium confusum</i>	0.120	ca. 80
Insecto	<i>Calandra oryzae</i>	0.110 (.08-11)	58
Insecto	<i>Rhizopertha dominica</i>	0.085(.07-.10)	ca. 100
Insecto	<i>Ptinus tectus</i>	0.057	102
Insecto	<i>Gibbum psylloides</i>	0.034	129
Insecto	<i>Trigonogenius globulosus</i>	0.032	119
Insecto	<i>Stethomezium squamosm</i>	0.025	147
Insecto	<i>Mezium affine</i>	0.022	183
Insecto	<i>Ptinus fur</i>	0.014	179
Insecto	<i>Eurostus hilleri</i>	0.010	110
Insecto	<i>Ptinus sexpunctatus</i>	0.006	215
Insecto	<i>Niptus hololeucus</i>	0.006	154
Mamífero	<i>Rattus norwegicus</i>	0.015	150
Mamífero	<i>Microtus agrestis</i>	0.013	171
Mamífero	<i>Canis domesticus</i>	0.009	ca. 1000
Insecto	<i>Magicialada septendcim</i>	0.001	6050
Mamífero	<i>Homo sapiens</i>	0.0003	ca. 7000

ca. significa: circa (alrededor de).

# Práctica 7

## Tablas de vida

**Arcadio Monroy Ata**

*arcadiom@unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

Una tabla de vida es la descripción de la historia demográfica de un grupo de individuos de la misma especie que coexisten en un tiempo y lugar determinados, es decir, de una población (Pianka, 2002). La principal característica de una población es que comparten el mismo reservorio genético. Sin embargo, la continuidad genética puede seguir múltiples caminos por lo que el conocer las características reproductivas de una población permitirá predecir el tamaño de ésta en el curso del tiempo, la supervivencia, la pirámide de edades, los individuos en edad reproductiva, la proporción de sexos, etc. (Krebs, 1978). Si se pretende manejar un recurso biótico es imprescindible conocer su demografía con el fin de controlar los aspectos que maximicen su producción, así como minimizar factores que afecten negativamente su desarrollo. Asimismo, es necesario conocer los métodos de muestreo de las poblaciones en los ecosistemas a fin de estimar los parámetros que permitan caracterizar la demografía de las poblaciones (Brower y Zar, 1980; Cox, 1980).

### Objetivo general

Construir una tabla de vida horizontal (por cohorte) y de reproducción de dos poblaciones e interpretar los parámetros calculados.

### Objetivos particulares

- a) Definir los conceptos inherentes a una tabla de vida y una de reproducción.
- b) Comparar e interpretar la demografía de dos poblaciones mediante sus tablas de vida y de reproducción.

## Material

Una calculadora que tenga logaritmos y hojas de papel cuadrulado tamaño carta.

## Cálculos

Datos básicos requeridos para estimar la demografía de una cohorte, desde el nacimiento de una generación hasta la muerte de todos los individuos.

Tiempo (x)	Número de individuos al tiempo x ( $n_x$ )	Porcentaje de supervivencia al tiempo x ( $l_x$ )	Número de descendientes al tiempo x ( $F_x$ )	Número de muertes al tiempo x ( $d_x$ )
0				
1				
2				
3				
4				

**Ejercicio:** Estimar los parámetros demográficos de dos poblaciones: 1) zacatuches (*Romerolagus diazi*) y 2) escarabajo pelotero (Orden Coleoptera; Familia Scarabaeidae), a fin de comprar sus estadísticas vitales y estrategias de vida considerando que ambas especies coexisten en un mismo hábitat: un bosque templado del Centro de México.

**Tabla de vida del zacatuche.**

x (años)	$n_x$	$F_x$	$d_x$	$l_x$	$q_x$	$L_x$	$T_x$	$e_x$
0	69	0						
1	65	78						
2	59	52						
3	44	40						
4	28	24						
5	0	0						

**Tabla de reproducción del zacatuche.**

$x$ (años)	$m_x$	$l_x m_x$	$x l_x m_x$	$R_o =$
0				
1				
2				$r =$
3				
4				
5				$G =$

**Tabla de vida del escarabajo pelotero (Coleóptero).**

$x$ (meses)	$n_x$	$F_x$	$d_x$	$l_x$	$q_x$	$L_x$	$T_x$	$e_x$
0	4400	0						
1	3553	0						
2	2529	6972						
3	1922	4684						
4	1461	911						
5	0	0						

**Tabla de reproducción del escarabajo pelotero.**

$x$ (meses)	$m_x$	$l_x m_x$	$x l_x m_x$	$R_o =$
0				
1				
2				$r =$
3				
4				
5				$G =$



Además, calcule  $R_o$  (tasa reproductiva neta),  $r$  (tasa de crecimiento relativo),  $G$  (tiempo generacional) y la curva de supervivencia de ambas especies. Discuta los resultados. El cálculo de los parámetros de la tabla de vida se efectúa mediante las siguientes ecuaciones:

$n_x$ : número de individuos sobrevivientes al inicio del intervalo de edad "x".

$d_x$ : número de decesos en la clase de edad x.

$$d_x = n_x - n_{x+1}$$

$l_x$ : índice de supervivencia.

$$l_x = n_x / n_0$$

$q_x$ : riesgo que tiene de morir cada individuo en la edad "x".

$$q_x = d_x / n_x$$

$L_x$ : número promedio de individuos sobrevivientes en el intervalo de edad "x".

$$L_x = (n_x + n_{x+1}) / 2$$

$T_x$ : número total de años que vive una población.

$$T_x = \sum_{i=1}^{\infty} L_x \quad \text{sumar de abajo hacia arriba.}$$

$e_x$ : Esperanza de vida: número de años por vivir un individuo de la edad "x" en adelante.

$$e_x = T_x / n_x$$

$R_o$ : tasa de reproducción neta; si la población presenta un tamaño constante su valor es igual a 1; si  $R_o > 1$  la población aumenta; si  $R_o < 1$  la población decrece. Por lo tanto:

$$R_o = \sum l_x m_x$$

$$R_o = (l_0 m_0) + (l_1 m_1) + (l_2 m_2) \dots (l_n m_n)$$

$G$ : Tiempo generacional, donde:

$$G = \sum x l_x m_x / \sum l_x m_x$$

## PRÁCTICA 7. TABLAS DE VIDA

donde  $m_x$  es el número de descendientes que deja cada individuo de edad "x".

$$m_x = F_x / n_x$$

y  $F_x$  es el número de descendientes que dejan todos los individuos de edad "x".

$$\text{Ecuación de Euler: } \sum e^{-rx} l_x m_x = 1$$

Para una generación:  $x \rightarrow T$  por lo tanto:  $e^{-rT} R_0 = 1$  y  $e^{-rT} = 1/R_0$

Así:  $-rT = \ln(1/R_0)$   $-rT = -\ln R_0$   $rT = \ln R_0$  y finalmente:  $r = (\ln R_0)/T$

### Obtención y discusión de resultados

Se deberán completar las 4 tablas del ejercicio de las tablas de vida y reproducción de las dos especies, calculando todos los parámetros poblacionales indicados.

Además, al final del registro de datos se deberá hacer un gráfico de la supervivencia de ambas poblaciones (porcentaje de supervivencia contra tiempo).

Se deben comparar las estadísticas vitales y de reproducción de ambas especies, considerando que una es un vertebrado que vive hasta 4 años y la otra especie corresponde a un invertebrado cuya esperanza de vida no llega a los 5 meses. Discutir los niveles tróficos de ambas especies, ya que coexisten en el mismo hábitat y si hay algún tipo de interacciones interpoblacionales como competencia o comensalismo. Finalmente comentar la función o nicho ecológico de las 2 especies en el ecosistema y listar las conclusiones puntuales derivadas de esta práctica.

### Cuestionario

1. ¿Qué es una tabla de vida? Cite la diferencia entre una vertical y una horizontal.
2. ¿Qué es una tasa de reproducción?
3. ¿Cómo se construye un modelo de crecimiento de poblaciones utilizando datos experimentales?

## Cuestionario

4. ¿Qué es el tiempo generacional?
5. El manejo de un embalse para explotar una especie de carpa debe estar sustentado en una tabla de vida de la población. Explique cómo permite esto una administración eficiente del recurso pesquero.

## Referencias

- Brower, J.E. y Zar, J.H. (1980). *Field and laboratory methods for general ecology*. Wm. C. Brown Company Publishers. Dubuque, Iowa, E.U.A.
- Cox, G.W. (1980). *Laboratory manual of general ecology*. Company Publisher, Iowa.
- Krebs, C.J. (1985). *Ecología: Estudio de la distribución y la abundancia*. 4ª. Edición. Harla. Harper & Row Latinoamericana. Ciudad de México.
- Pianka, E.R. (2002). *Evolutionary ecology*. 6ª Edición, Benjamin/Cummings, Addison Wesley Longman, Inc. San Francisco, E.U.A.

# Práctica 8

## Distribución de edades en poblaciones de lombriz de tierra

**María Socorro Orozco Almanza**

*mariaorozco\_2009@hotmail.com*

**María de Jesús Rojas Cortés**

*madejeroco@hotmail.com*

**Roberto Ramos González**

*roberto0804@live.com.mx*

Centro de Capacitación en Agricultura

Urbana Ecológica “Chimalxochipan”

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza

Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

Se conoce como población al número de individuos de una misma especie que se encuentran en un área y tiempo determinados y que pueden intercambiar información genética (Begon, 1988; Mandujano, 2011). De acuerdo con Krebs (1985) los atributos de la población pueden ser de tres tipos: fundamentales, dinámicos y secundarios. Entre las características fundamentales se encuentran el tamaño de población o densidad. Como características dinámicas se definen aquellas que influyen sobre el tamaño de población y son la natalidad o reclutamiento, la mortalidad, la inmigración y la emigración. Como características secundarias es posible delinear la distribución de edades, composición genética y patrón de distribución de los individuos en el espacio. Así, el conocimiento de los atributos poblacionales es fundamental para el manejo de poblaciones, tanto silvestres como en cautiverio.

Un ejemplo de aplicación del conocimiento de algunos de los atributos de las poblaciones es el caso de la lombriz roja o californiana: *Eisenia foetida*. Ésta especie es ampliamente usada para la transformación de desechos orgánicos en abono, ya que mejora la estructura de suelo, aumenta la retención de agua y aporta microorganismos benéficos, además de enzimas y otros metabolitos (García y Solano, 2005; Román *et al.*, 2013).

*Eisenia foetida* es un organismo hermafrodita que requiere de siete a ocho semanas para llegar a su madurez sexual, deposita de dos a cinco capullos semana/semana, de los cuales emergen de uno a siete individuos/capullo (Edwards *et al.*, 1985). Las características físicas y químicas de las dietas con las que se alimenta a estos anélidos influyen en su dinámica poblacional y por ende en la calidad de la lombricomposta y en su tiempo de producción, por lo que, al probar con nuevos sustratos de alimentación para la lombriz, se debe monitorear tanto la distribución de edades como la densidad (Schuldt *et al.*, 2010).

La distribución de edades de una población absoluta se calcula determinando los porcentajes de cada clase de edad y se utiliza la siguiente ecuación:

A su vez, Schuldt *et al.* (2010) clasifican a la población de lombriz en cuatro clases:

$$\text{Porcentaje de cada clase} = \frac{\text{Población de cada grupo} \times 100}{\text{Población total}}$$

1. Cocones o huevos.
2. Juveniles. Son animales recién eclosionados, transparentes o con una densidad de pigmento rojo insuficiente para evitar que el tubo digestivo pueda observarse por transparencia (hasta aproximadamente 1.5 cm).
3. Sub-adultos. Aquellos animales cuyo intestino no se aprecia por transparencia y además carecen de clitelo.
4. Adultos. Son ejemplares con clitelo.

Conocer las densidades permite evaluar distintas dietas sobre la base del criterio de capacidad de carga (cantidad de animales que puede albergar una determinada cantidad de materia orgánica), que indica cuántas lombrices por lecho o por volumen

pueden desarrollarse sin interferirse por competencia intraespecífica (en lombricultura se llama lecho al espacio de 2 m<sup>2</sup> de superficie). Esta capacidad es propia de cada dieta, dependiente de la antigüedad (tiempo posgeneración de las lombrices) y de los residuos que componen el lombricompostero.

Al contar el número de lombrices de un sistema particular de lombricultura, se debe considerar a los cocones como un individuo y al total de organismos por unidad de volumen se le denomina densidad nominal. En esta práctica se expresará el sustrato de cultivo en m<sup>3</sup>, de la siguiente manera:

$$\text{Densidad nominal} = \frac{\text{No. de individuos}}{\text{Volumen de sustrato en m}^3}$$

### Objetivo General

Comparar el efecto de dos dietas en la densidad, distribución de edades y peso de individuos de *Eisenia foetida*, para elegir la más adecuada para la producción de lombriz.

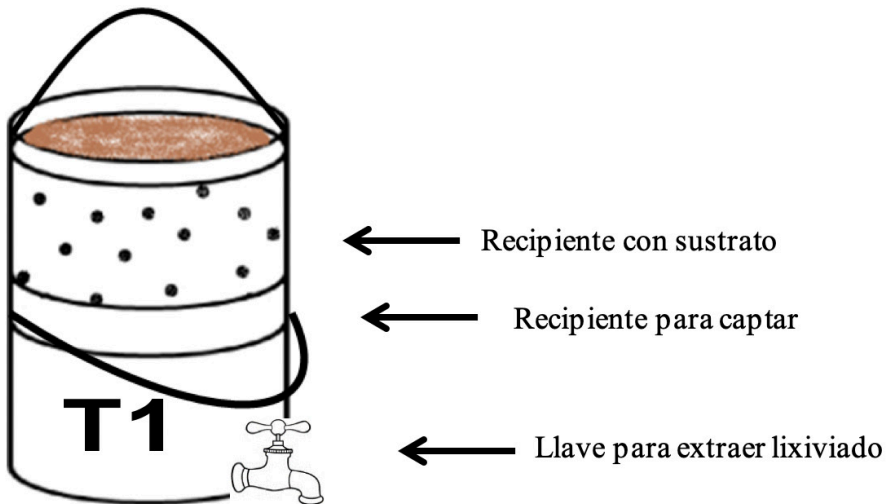
### Material

- 4 botes de 4 litros de capacidad que embonen uno sobre otro.
- Paja para tapar dos recipientes.
- ½ kg de restos de fruta finamente picados (plátano, papaya, manzana, melón, etc.).
- ¾ de kg de estiércol seco de caballo.
- Pala de jardinería.
- 1 pinzas, clavo de 5 pulgadas y encendedor.
- Etiquetas o cinta gris y un plumón indeleble.
- Guantes de cirugía para manipular las lombrices.
- 300 lombrices de la especie *Eisenia foetida* de preferencia cliteladas.
- Báscula de 0.5 g de precisión.
- 2 cajas Petri de 12 cm de diámetro.
- 1 manguera con aspersor con agua del grifo.

## Metodología y procedimientos

Se elaborarán dos lombricomposteros, y para ello se utilizarán por compostero, dos botes de 1 galón. A uno de los botes, se le harán varias perforaciones, tanto en la base como en sus paredes con el clavo caliente; esto se hace con el fin de permitir la entrada del aire al interior y de recuperar el lixiviado que se formará. Embonar el bote perforado sobre el bote 2 no perforado, para evitar derrames (Figura 1), a este bote 2 se le hace un orificio en una de sus paredes, con un taquete, para facilitar el drenaje o se le puede poner una llave para extraer los lixiviados.

Uno de los lombricomposteros será etiquetado con T1 “estiércol” y el otro T2 “restos de fruta-estiércol”.



**Figura 1. Lombricompostero.**

En el lombricompostero 1 se colocará estiércol seco hasta  $\frac{3}{4}$  partes de su capacidad, se humedecerá y mezclará muy bien. Usando guantes hacer la prueba del puño para determinar la cantidad correcta de humedad, es decir introducir la mano en la mezcla, sacar un puñado de material y abrir la mano. El material debe quedar apelmazado, pero sin escurrir agua (Román *et al.*, 2013).

## PRÁCTICA 8. DISTRIBUCIÓN DE EDADES EN POBLACIONES DE LOMBRIZ DE TIERRA

En el lombricompostero 2 colocar 500 gramos de fruta picada finamente y agregar estiércol seco hasta completar las  $\frac{3}{4}$  partes del recipiente. Mezclar y humedecer.

Usando guantes de cirugía separar las 300 lombrices en dos grupos de 150, tratando de que los dos grupos sean muy semejantes en cuanto a peso. Para evitar que las lombrices se deshidraten hay que manipularlas rápidamente y rociar con agua las cajas Petri en las que se contendrán. Anotar el número de lombrices por clase de cada grupo (Tabla 1).

**Tabla 1. Registro de datos.**

Tratamiento	Inicio (día 1)		Día 75	
	T1 Estiércol	T2 Estiércol- restos de fruta	T1 Estiércol	T2 Estiércol- restos de fruta
Cocones				
Juveniles				
Sub-adultas				
Adultas				
No total de lombrices (Contando cada cocon como una lombriz)				
Peso total				
Peso promedio por lombriz				
Volumen de sustrato en m <sup>3</sup>				
Densidad nominal				

Colocar cada grupo de lombrices en su respectivo lombricompostero y tapar con paja y plástico para evitar ataques de aves, no dejar bajo luz solar directa y regar periódicamente para mantener la humedad (se debe cuidar que el sustrato no quede seco, porque podrían aparecer hormigas, ni muy húmedo porque pueden aparecer hongos). Mezclar cada dos semanas para evitar que se forme costra en la superficie y recuperar el lixiviado regresándolo de nuevo al sustrato correspondiente.



A partir del día 15 ya no se regresa el lixiviado se puede guardar en un recipiente opaco para empezar a usarlo diluido al 10 % para fertilizar las plantas.

Medir el radio del recipiente y la altura a la que llega el sustrato para calcular su volumen en m<sup>3</sup> (Tabla 1). Después de 75 días de colocar las lombrices en el compostero, vaciar vaciarlos por separado sobre un plástico y contabilizar las lombrices y cocones por tratamiento, depositándolas en cajas Petri húmedas. Pesar y anotar el total de lombrices por tratamiento. Contar el número de lombrices por clase.

Realizar las gráficas de distribución de edades del T1 y del T2 tanto de inicio como al día 75.

## Precauciones

- Usar guantes durante el manejo de la lombriz.
- Tener cuidado al perforar los recipientes y colocar el clavo en un lugar adecuado para no quemarse.
- Evitar que las lombrices se deshidraten.
- En caso de haber exceso de agua destapar parcialmente el lombricompostero para que ésta se evapore.

## Cuestionario

1. ¿Cómo es la morfología de la lombriz *Eisenia foetida*? ¿En cuál segmento se encuentra el clitelo? ¿A través de qué órgano respiran?
2. Al realizar la mezcla de sustrato y observar las lombrices, ¿Cómo es su distribución? ¿Homogénea o heterogénea? ¿Por qué?
3. ¿Qué ocurriría en cuanto a la composta y en cuanto a la población de lombrices, si en lugar de colocar 150 lombrices en el lombricompostero se colocaran 500?
4. Considerando que las 150 lombrices de cada tratamiento fueran adultas y que pusieran un cocon cada semana y que cada cocon generara 2 lombrices que se desarrollarán hasta el estado adulto, ¿Cuántas lombrices existirán teóricamente al día 75 de iniciado el experimento?

## Cuestionario

5. Considerando que en el lapso de 75 días no muera ninguna lombriz, ¿Cuántos cocones, juveniles, sub-adultos y adultos habría?
6. Comparar los resultados teóricos con los obtenidos ¿Existe diferencia? Explica.
7. Con base a los datos de densidad nominal, distribución de edades y peso de las lombrices, ¿Cuál sustrato recomendarías para alimentarlas? y ¿Por qué?

## Referencias

- Begon, M. y Harper, J.L., Townsend, C.R. (1988). *Ecología*. Editorial Omega.
- Edwards, C.A., Burrows, I., Fletcher, K.E., Jones, B.A. (1985). The use of earthworms for composting farm wastes. En: J.K.R. Gasser (Ed.), *Composting and agricultural and other wastes* (pp. 229-241). Elsevier. Oxford, UK.
- García, M. y Solano, V. (2005). *Cría de la lombriz de tierra. Una alternativa ecológica y rentable*. Fundación Hogares Juveniles Campesinos. Colombia.
- Krebs, C.J. (1985). *Ecología: Estudio de la distribución y abundancia*. 4ª. Edición. Harla. Harper & Row Latinoamericana. Ciudad de México.
- Mandujano, R.S. (2011). *Ecología de poblaciones aplicada al manejo de fauna silvestre: cuatro conceptos (N,  $\lambda$ , MSY, Pe)*. Colección Manejo de Fauna Silvestre No. 3. Instituto Literario de Veracruz, S.C. Ciudad de México.
- Martella, M., Trumper, E., Bellis, L., Renison, D., Giordano, P., Bazzano, G. y Gleiser, R. (2012). Manual de Ecología. Poblaciones: demografía, crecimiento interacciones. Reduca (Biología). *Serie Ecología*, 5(1), 32-70.
- Román, P., Martínez, M. y Pantoja, A. (2013). *Manual de compostaje del agricultor. Experiencias en América Latina*. FAO. Chile.
- Santamaría, S. y Ferrera-Serrato, R. (2002) Dinámica poblacional de *Eisenia andrei* (Bouché 1972) en diferentes residuos orgánicos. *Terra*, 20(3), 303-310.
- Schuldt, M., Rumi, A. y Gutierrez-Gregoric, D. (2005). Estimación de la capacidad de porte en lombricultivos de *Eisenia foetida* (Oligochaeta, Lumbricidae) con distintas materias orgánicas. VII Jornadas de Zoología del Uruguay (Montevideo, octubre 2003). *Rev. Arg. Prod. Animal*, 25(1-2), 101-109.
- Schuldt, M., Rumi, A. y Gutiérrez, D. (2010). Determinación de “edades” (clases) en poblaciones de *Eisenia foetida* (Annelida: Lumbricidae) y sus implicaciones reprobológicas. *Revista del Museo de La Plata. Zoología*, 17(170), 1-10.



## Práctica 9

# Interacciones poblacionales: competencia

**Alma Kalid Martínez Juárez**

*alma.kalid.km@gmail.com*

**Arcadio Monroy Ata**

*arcadiom@unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

La dinámica de poblaciones se refiere al estudio de las agrupaciones de organismos por especie, en donde su patrón de cambio en espacio y tiempo es un factor que define su historia de vida. Factores tanto bióticos como abióticos y la combinación de éstos determinan la fluctuación del número de individuos de una población. Algunos son sumamente importantes porque son la causa directa de esta fluctuación, mientras que otros sólo ayudan a reducir la escala de variación y la mantienen en un porcentaje o nivel de equilibrio poblacional (Solomon, 1969).

La competencia es uno de los procesos bióticos más frecuentes que afectan la dinámica poblacional. Todas las especies tienen que afrontar una limitación de recursos, por ello se ven obligados a competir por éstos contra individuos de su propia especie en una competencia intraespecífica y en contra de otras especies mediante la competencia interespecífica. La competencia es considerada, junto con la depredación, como un factor que influye sobre la evolución de las especies. La primera es determinante para que los organismos presenten diferencias en crecimiento, tasa de reproducción, habilidad para producir inhibidores químicos y otros aspectos funcionales. En poblaciones hay variación en su talla corporal, tasa de reproducción, nivel de captura de alimentos, etc.

Estas características hacen de una planta o animal, un competidor eficiente o ineficiente, influyendo con esto sobre su capacidad para sobrevivir (Hassell, 1976).

Asimismo, los individuos pueden responder de forma distinta a la competencia intraespecífica. Cuando la competencia no es tan intensa los organismos crecen o aumentan en su biomasa de manera simétrica alrededor de los valores promedio, sin embargo, cuando la competencia se intensifica los individuos aumentan sus estrategias de desarrollo mientras que otros son incapaces de crecer, quedando distribuidos asimétricamente alrededor de los valores promedio. La competencia asimétrica se presenta como una función directamente proporcional a la densidad de individuos, es decir, a mayor número poblacional mayor competencia, lo que repercute en un aumento de la asimetría en los parámetros intrapoblacionales (Begon *et al.*, 2005).

También, la competencia puede tomar otras formas extremas; éstas son formas no jerarquizada y jerarquizada; en la primera, el efecto de la competencia no se expresa hasta que la densidad poblacional rebasa un valor umbral; desde este punto en adelante todos los individuos de la población son afectados. En la segunda forma extrema este valor umbral es más pequeño y los efectos de la competencia solo se expresan en una fracción de los individuos de la población (Begon *et al.*, 2005).

Entre las principales interacciones de las especies se encuentran:

**Simbiosis:** Cuando dos especies cualesquiera de un ecosistema tienen actividades o requerimientos en común, pueden interactuar conjuntamente en cierto grado; durante esa interacción es posible se beneficien, dañen o no se afecte a una o a ambas especies. Esta relación o asociación íntima entre dos especies se denomina simbiosis, que significa “vivir juntos” y los miembros que participan se denominan simbiotes.

**Competencia:** La competencia ocurre cuando dos o más individuos utilizan un mismo recurso y éste es escaso, por lo que no cubren sus demandas individuales. La competencia es mayor cuando, entre los organismos, los requerimientos y estilos de vida son similares.

Los recursos por los cuales los organismos pueden competir son: alimento, agua, luz, suelo, nutrientes, espacio vital, sitios de nidificación o madrigueras, parejas reproductivas, sitios de reposo, etc.

La competencia interespecífica es por recursos y una gran variedad de éstos puede ser el centro de la interacción competitiva. Luz, nutrientes y agua suelen ser recursos importantes para las plantas, pero éstas también compiten por agentes polinizadores o nutrientes del perfil edáfico. En lo relativo a los animales, las posibles fuentes de competencia son agua, alimentos, parejas reproductivas y en ocasiones por posiciones jerárquicas entre otros factores, aunque también tienen lugar la competencia por territorios en algunas especies de fauna, lo que correspondería a requerimientos específicos, como los sitios de nidada, hibernación o refugio respecto de los predadores (Tyler, 1994).

Un modelo matemático para comprender la competencia por recursos lo presentan las ecuaciones de Lotka-Volterra, que describen la competencia entre organismos por alimentos o espacio. Estas ecuaciones se basan en la curva logística y corresponden a las siguientes ecuaciones:

$$\text{Especie 1: } dN_1/dt = r_1 N_1 (K_1 - N_1 - \alpha N_2) / K_1$$

$$\text{Especie 2: } dN_2/dt = r_2 N_2 (K_2 - N_2 - \beta N_1) / K_2$$

Donde:

$N_1$  = tamaño de la población de la especie 1.

$t$  = tiempo.

$r_1$  = índice de incremento por individuo de la especie 1.

$K_1$  = densidad asintótica de la especie 1 y en forma semejante para la especie 2.

$\alpha$  = es el factor de conversión para expresar a la especie 2 en unidades de la especie 1.

$\beta$  = es el factor de conversión para expresar la especie 1 en unidades de la especie 2.

### Objetivo

Analizar, mediante un modelo de competencia entre especies de Lotka-Volterra, las relaciones interespecíficas de competencia y entre dos poblaciones.

## Procedimiento

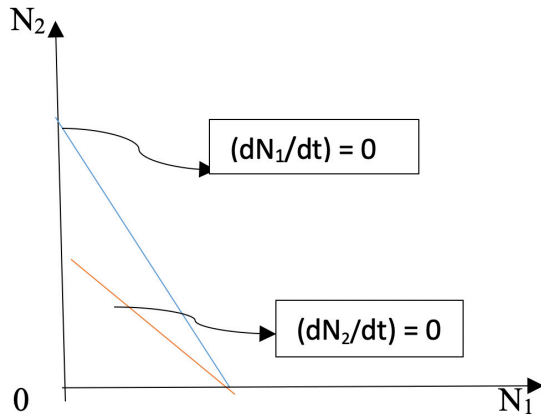
- Resolver los siguientes problemas tomando en cuenta las ecuaciones del modelo de competencia de Lotka-Volterra.
- 1. Los peces *Epinephelus* sp. y *Muraena helena* son especies muy territoriales y están coexistiendo en el mismo estanque. Prediga el destino de esta interacción a partir de una gráfica, empleando los valores de  $\alpha$ ,  $\beta$ ,  $K_1$  y  $K_2$  y estime algebraicamente la densidad de equilibrio para ambas especies.

Especie	K	$\alpha$	$\beta$
1. <i>Epinephelus</i> sp.	48.0	0.66	_____
2. <i>Muraena helena</i>	40	_____	0.46

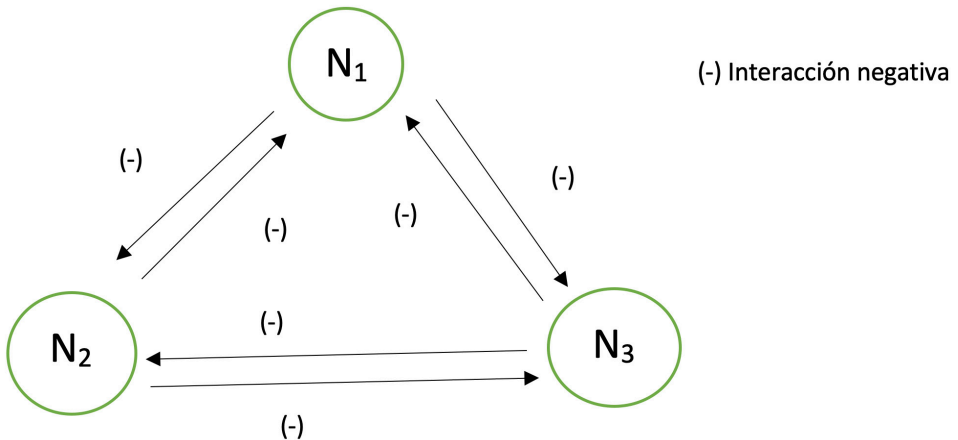
2. ¿Cuál es el significado ecológico de cinco situaciones donde dos especies de anfibios del mismo género (*Lithobates*) interactúan por el mismo hábitat ecológico? Utiliza las siguientes características:
  - a)  $\alpha = \beta$  y  $K_1 = K_2$
  - b)  $\alpha = \beta = 1$
  - c)  $\alpha = \beta = 1$  y  $K_1 > K_2$
  - d)  $\alpha = 0$  y  $\beta = 0$
3. ¿Cuál será el punto de equilibrio en dos especies de planarias (*Turbellaria*) cuyos parámetros se obtuvieron en el laboratorio? Las constantes poblacionales se obtuvieron empíricamente y son las siguientes:  
 $K_1 = 600$ ,  $K_2 = 250$ ,  $\alpha = 1$  y  $\beta = 0.8$
4. ¿Cuál es el punto de equilibrio estable para dos especies que buscan apropiarse del mismo territorio (una población de coyotes y otra de lobos) de las cuales se registraron los siguientes datos?  
 $K_1 = 500$ ,  $K_2 = 500$ ,  $\alpha = 0.9$ ,  $\beta = 0.8$
5. En ocasiones leones y hienas compiten por alimentarse de las mismas presas en su ecosistema. ¿En qué momento llegan a un punto de equilibrio? Considere los siguientes datos de tamaño poblacional al alcanzar su capacidad de carga y sus coeficientes de competencia:  
 Hienas= 300 Leones= 700 y cuyo coeficiente de competencia es 0.7 para ambas especies.
6. ¿Cuál será el tamaño poblacional en el punto de equilibrio estable para dos especies de pájaro carpintero que coexisten en el mismo hábitat? Se tienen los siguientes datos:  
 $K_1 = 600$ ,  $K_2 = 500$ ,  $\alpha = 0.3$ ,  $\beta = 0.5$

**PRÁCTICA 9. INTERACCIONES POBLACIONALES: COMPETENCIA**

7. Interpreta la siguiente gráfica que esquematiza las ecuaciones de equilibrio en la competencia entre la especie 1 y 2 donde  $N$  es la densidad de las poblaciones.



8. Según el modelo Lotka Volterra cuando existe la relación  $1/\beta > K_1/K_2 > \alpha$  una especie puede invadir a la otra y ambas persistir en el mismo hábitat. ¿Cómo se podría demostrar dicha afirmación?
9. Plantea un modelo de competencia parecido al de Lotka Volterra, incluyendo 3 especies que compiten entre sí de acuerdo con el siguiente esquema:



10. ¿Cuál será el destino de dos poblaciones de pinos cuando alcanzan el equilibrio estable, en el que se presentan los siguientes parámetros?

$$K_1 = 500 \quad K_2 = 635 \quad \alpha = 0.8 \quad \beta = 0.4$$



## Cuestionario

1. ¿Define competencia entre especies? Describe un ejemplo de la vida real.
2. ¿Cuáles son las características de una población altamente competitiva?
3. ¿Cuál sería relación de equilibrio entre depredador y presa?
4. Los individuos de una misma población comparten necesidades similares en el uso de recursos. Cuando la capacidad de carga de la población se rebasa, el aumento del número de individuos incrementa un tipo de interacción que, en ocasiones, puede provocar caídas bruscas del tamaño poblacional. ¿Cómo se denomina este tipo de relación y cómo puede regresar al equilibrio la población?
5. Señala qué procesos describen y explican las ecuaciones de Lotka-Volterra.

## Referencias

- Begon, M., Harper, C.R. y Townsend, J.L. (2005). *Ecology from individuals to Ecosystems*. Cuarta edición. Blackwell Publishing. London.
- del Val, Ek. y Boege, K., coordinadoras (2012). *Ecología y evolución de las interacciones bióticas*. Fondo de Cultura Económica y Centro de Investigaciones en Ecosistemas, Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad de México.
- Hassell, P.M. (1976). *The Dynamics of Competition and Predation*. Camelot Press LTD. Londres.
- Mackenzie, A., Ball, A.S. y Virdee, S.R. (2001). *Ecology*. Instant Notes Series. 2ª Edición. BIOS Scientific Publishers Limited. Oxford, Reino Unido.
- Pianka, E.R. (2002). *Evolutionary ecology*. 6ª Edición. Addison Wesley Longman, Inc. San Francisco, California, E.U.A.
- Solomon, M.E. (1969). *Populations Dynamics*. Edward Arnold. Londres,
- Tyler Miller, G. Jr. (1994). *Ecología y medio ambiente: introducción a la ciencia ambiental, el desarrollo sustentable y la conciencia de conservación del planeta Tierra*. Grupo Editorial Iberoamérica, S.A. Ciudad de México.

# Práctica 10

## Defensas vegetales contra herbívoros

**Arcadio Monroy Ata**

*arcadiom@unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

Los ecosistemas terrestres tienen un color predominantemente verde, a pesar de que las plantas están fijas al sustrato y no pueden escapar de sus consumidores o herbívoros. ¿Cómo evaden a los herbívoros? En general hay dos estrategias: defensas físicas y defensas químicas. Las primeras se refieren a espinas, pubescencia, hojas coriáceas (duras), pelos urticantes, etc. Las segundas consisten en toxinas, venenos, sales, psicotrópicos, sustancias abortivas, etc.

Así, las plantas se defienden y limitan el consumo de sus órganos, sin embargo, la presencia de tejidos vegetales con nutrimentos ha sido un acicate para que los potenciales herbívoros venzan las barreras de defensa del vegetal. De esta manera se ha generado una coevolución entre planta y herbívoros, que ha permitido el desarrollo conjunto de productores y consumidores primarios.

Para un Biólogo es importante reconocer las interacciones entre organismos en un ecosistema e identificar el tipo de defensas antiherbívoras de una planta, ya que así evita contaminarse o entrar en contacto con sustancias urticantes o riesgosas para su salud. Las plantas tóxicas no necesariamente tienen colores de advertencia.

Por ello, en esta práctica, se analizarán las defensas antiherbívoras de algunas plantas, con el fin de familiarizarse con las estrategias que tienen los vegetales para evitar que sean consumidos por herbívoros.

## Objetivo

El alumno identificará todas las barreras antiherbívoras del vástago de 8 especies vegetales, señalando el tipo de herbívoros al que se dirige una defensa en particular.

## Procedimiento

Se trabajará de manera individual o en equipos de un máximo de tres integrantes.

Seleccionarán 8 especies vegetales (en maceta, en pie en un área verde o una muestra botánica si es una planta leñosa).

A cada ejemplar se le realizará un análisis detallado, con ayuda del microscopio estereoscópico, de los componentes estructurales del vegetal (hojas, tallos, ramas, flores, frutos, inflorescencias), a fin de localizar elementos para su defensa contra herbívoros (espinas, pelos, pubescencia, cutícula gruesa, etc.).

Buscar en la literatura científica datos sobre la composición química de la planta, a fin de ubicar sustancias que limiten la herbivoría.

Ubicar los principales herbívoros de cada planta, señalando cómo vencen las defensas del vegetal.

Hacer una Tabla con las ocho especies, indicando el tipo de defensas que poseen, para determinar si una defensa contra herbívoros es general o particular.

## Cuestionario

1. ¿Cómo se puede evaluar la toxicidad de un órgano vegetal?
2. ¿Una sustancia venenosa para el humano puede servirle de medicamento?
3. ¿Por qué hay plantas “cebadoras” de plagas?

4. ¿Por qué algunos vegetales se plagan completamente y mueren?
5. Edgar O. Wilson encontró 500 especies de insectos herbívoros en un solo árbol (de 40 m de altura), de la selva tropical de Costa Rica: ¿La herbivoría es necesaria para una planta? Discuta la respuesta.
6. ¿Puede haber mutualismo entre plantas y herbívoros?
7. ¿En qué consiste la teoría del forraje óptimo?
8. Liste los principales tipos de herbívoros.

## Referencias

- Dobson, S.I., Allen, T.F.H., Carpenter, S.R., Ives, A.R., Jeanne, R.L., Kitchell, J.F., Langston, N.E. y Turner, M.G. (1998). *Ecology*. Oxford University Press. Nueva York, E.U.A.
- Krebs, C.J. (1985). *Ecología: Estudio de la distribución y la abundancia*. 4ª. Edición. Harla. Harper & Row Latinoamericana. Ciudad de México.
- Lovelock, J. (1991). *Healing Gaia: Practical Medicine for the Planet*. Harmony Books. Nueva York, E.U.A.
- Margalef, R. (1968). *Perspectives in Ecological Theory*. The University of Chicago Press. Chicago, E.U.A.
- Nebel, B.J. y Wright, R.T. (1998). *Environmental Science: the way the world works*. 6ª Edición. Prentice Hall. New Jersey, E.U.A.
- Odum, E.P. (1997). *Ecology: a bridge between science and society*. Sinauer Associates, Inc. Publishers. Massachusetts, E. U.A.
- Pianka, E.R. (2002). *Evolutionary Ecology*. 6ª Edición, Addison Wesley Longman, Inc. San Francisco, California, E.U.A.
- Stiling, P.D. (1992). *Introductory Ecology*. Prentice Hall. New Jersey, E.U.A.



# Práctica 11

## Ecología de comunidades vegetales

**Alma Kalid Martínez Juárez**

*kalid.martinez.km@gmail.com*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

Las comunidades bióticas constituyen un nivel de organización de los seres vivos cuyo estudio concierne a la ecología. Las comunidades están formadas por un conjunto de poblaciones de varias especies, que concurren en un lugar y tiempo determinados (Krebs, 2009). Las comunidades forman parte esencial de los ecosistemas, los cuales incluyen a todos los seres vivos que coexisten en el mismo hábitat y a su entorno físico, incluyendo las transferencias de nutrimentos y energía que ocurren entre los organismos y su ambiente abiótico (Begon *et al.*, 2005). Normalmente las comunidades tienen bordes donde se traslapan con comunidades adyacentes, llamados ecotonos, que permiten tener continuidades bióticas entre los conjuntos de especies vecinas y difícilmente constituyen unidades discretas como en el caso de comunidades terrestres en islas menores a 1 km<sup>2</sup>. Lo anterior significa que los límites de las comunidades no siempre son claros, por lo que comparten especies, energía y nutrimentos con otras comunidades y ecosistemas, como ocurre con las especies migratorias. Por tal motivo, en el estudio de comunidades se establecen límites, casi siempre arbitrarios, con criterios claros de inclusión y exclusión.

A semejanza de una población, la comunidad posee un conjunto de atributos que no residen en cada una de las especies que la componen y que revisten significado solo

con referencia al nivel de integración comunitario. Se han medido y estudiado cinco características tradicionales de las comunidades terrestres:

**Diversidad de especies:** la primera pregunta que se puede plantear es qué especies de animales y plantas viven en una comunidad dada, lo cual es una medida sencilla de la riqueza de especies.

**Estructura y formas de crecimiento vegetal:** es factible describir al tipo de comunidad conforme a categorías principales de formas de crecimiento: árboles, arbustos, hierbas, musgos. Además, se puede detallar las formas de crecimiento en categorías como los árboles de hojas anchas y los de hojas de aguja. Estas formas diferentes determinan la estratificación, o la disposición vertical en capas de la comunidad.

**Dominancia:** es posible observar que no todas las especies de la comunidad tienen igual participación en el flujo de energía del ecosistema, pues normalmente hay especies dominantes, codominantes, secundarias, accesorias, marginales, etc. De los cientos de especies que hay en una comunidad, unas cuantas ejercen control importante por virtud de su tamaño, el número de sus individuos o sus actividades. Las especies dominantes son las que controlan en mayor medida el flujo de energía local y determinan en gran parte las condiciones bajo las cuales se desarrollan las especies con ellas vinculadas.

**Abundancia relativa:** se pueden medir las porciones relativas de diferentes especies en la comunidad.

**Estructura trófica:** cabe preguntarse ¿Quién se come a quién? Las relaciones alimenticias de las especies de una comunidad determinan parte del flujo de energía y materia, de plantas a herbívoros y de éstos a los carnívoros (Krebs, 2009).

En el estudio de las comunidades vegetales, los aspectos a estudiar no son los rasgos ecofisiológicos de los individuos sino la estructura, composición, y relaciones funcionales de las especies presentes (Bautista, 2004). Se estudian de forma práctica las comunidades de plantas establecidas en un hábitat particular y se analizan las propiedades emergentes del conjunto. Como ejemplo, se tiene la caracterización por formas de crecimiento presentes, por la estructura de la vegetación (distribución

espacial: horizontal y vertical de las especies que la componen), por su fenología, por la dominancia o importancia relativa de las especies en gradientes ambientales, por la etapa sucesional en que se encuentran, etc. (Bazzaz, 1998).

En cualquier comunidad vegetal existen un diferente número de especies (con abundancia variable desde comunes a raras), que caracterizan a la misma, pero cada una de ellas compete en luz, CO<sub>2</sub>, agua, nutrientes, espacio y otros factores. Las especies que sean más eficientes en lograr aprovechar los flujos de energía locales serán las dominantes, ya que tendrán bajo su control el sistema, teniendo a su disposición más luz, CO<sub>2</sub>, agua, nutrientes y espacio y así aseguran su supervivencia. Entonces, cada una de las especies que conforma dicha comunidad serán incluidas en un estudio de caracterización, desde las que tienen mayor porcentaje en el control de la luz incidente hasta las que lo tienen en la menor proporción, para aprovechar de manera óptima y como conjunto, la energía del sistema. La forma práctica de determinar este comportamiento ecológico en las comunidades es por medio de la obtención de los denominados índices de valores de importancia (Cottam, 1956), de cada una de las especies que componen la comunidad.

### **El índice del valor de importancia de las especies vegetales**

El valor de importancia de Cottam es la suma de la frecuencia relativa, la densidad relativa y la cobertura relativa o área basal relativa de cada especie. Este valor revela la importancia ecológica relativa de cada especie mejor que cualquiera de sus componentes por separado.

Para esto se deben determinar tres valores:

Densidad relativa = (número de individuos de la especie *i* / total de individuos de todas las especies) x 100.

Frecuencia relativa = (frecuencia de la especie *i* / suma de los valores de frecuencia de todas las especies) x 100.

Dominancia relativa = (área de cobertura de la especie *i* / área de cobertura total de todas las especies) x 100.



En un transecto con área, se define la densidad como el número de individuos de una especie por unidad de superficie del terreno que ocupan. La frecuencia es la probabilidad de encontrar a la especie en cualquier cuadrante. El área de cobertura corresponde a la superficie de la copa de una planta leñosa o la superficie ocupada por el vástago en una vista aérea. El área basal corresponde al corte transversal del árbol a una altura aproximada de 1.30 m sobre el suelo. Se suman los tres valores para calcular el valor de importancia de cada especie (Krebs, 2009).

El primer paso en el muestreo de una comunidad vegetal en campo es plantearse las siguientes preguntas ¿Qué es lo que se quiere saber de la comunidad vegetal? Siendo un trabajo de campo, el siguiente paso debe ser el reconocimiento de la zona de estudio, realizando una serie de recorridos en distintas direcciones para identificar la estructura vegetal básica, ubicando el estrato arbóreo, el arbustivo y las plantas herbáceas y sus relaciones entre sí, los mosaicos vegetales presentes, los cambios y las transiciones de la vegetación. ¿Dónde se va a trabajar? Esta pregunta aporta información para abordar el diseño experimental y el método de muestreo de las comunidades vegetales.

Los sistemas más habituales son:

Transectos: Desplazamiento lineal.

Se pueden distinguir tres tipos:

A lo largo de un perfil topográfico: Se registran todas las plantas (presencia, número de ejemplares, cobertura por especie, etc.) a lo largo de una ruta predeterminada y en los desniveles del terreno por donde pase la trayectoria previamente definida (un gradiente altitudinal, de humedad, de salinidad, etc.

A lo largo de una banda: Todas las plantas en una franja de terreno delimitada por la longitud y el transecto.

A lo largo de una línea: Todas las plantas que se localizan sobre la línea del transecto (cuerda tendida). Aquí, se deben registrar todas las plantas que crucen, mediante alguna de sus estructuras, con un plano vertical imaginario ubicado en la línea del transecto, desde el suelo hasta la copa del árbol más alto.

## Objetivo

Determinar el índice de valor de importancia del conjunto de especies de una comunidad de plantas e interpretar la información, para caracterizar el mosaico vegetal muestreado.

## Materiales

- Hoja de datos milimétrica.
- Cinta métrica de 20 m.
- Brújula.
- Clisímetro.
- 4 estacas de madera de 60 cm aproximadamente.
- Libreta de campo.
- Tabla con clip para sujetar hojas tamaño carta.
- Formularios para el registro de datos (densidad, frecuencia, cobertura, etc.) de la vegetación.

## Procedimiento

- I. **En trabajo de campo** y una vez que ha sido elegido el hábitat y el tipo de comunidad vegetal ahí establecida, definir la zona y área de muestreo mediante la prospección de la superficie de terreno, para localizar el conjunto de plantas que puede caracterizar a la vegetación más frecuente del sitio.
  1. En un área representativa de la vegetación y que esté relativamente bien conservada, realizar un recorrido inicial para poner de relieve las zonas más adecuadas para llevar a cabo el muestreo, que conduzca a un estudio en detalle del conjunto de plantas. En caso de haber alteraciones que no permitan realizar el estudio en una zona única, deberá elegir varias, realizando el análisis del transecto en tramos, pero procurando que existan áreas de solapamiento entre uno y otro con una vegetación muy similar. En estudios científicos se deben hacer al menos 5 transectos y se procesan estadísticamente los datos. Un método de muestreo en zonas con vegetación relativamente homogénea consiste en seleccionar puntos determinados al azar dentro de una parcela donde predomina una especie.
  2. Se extiende una cinta métrica de 20 m a lo largo del transecto y delimita parcelas de 1 x 1 m. Lo mejor es delimitar las cuatro esquinas con estacas y unir las por

medio de cuerdas coloreadas, que facilitarán el reconocimiento de los límites. Se deben registrar todas las plantas que intercepten el cuadrado marcado en la superficie del suelo.

3. En cada parcela anote las especies presentes, identifique la planta (aún con nombre común o por una característica que la singularice) y registre su cobertura (una técnica para este parámetro consiste en medir el diámetro mayor y menor de la copa de la planta, pasando por el centro de ésta y después hacer el cálculo de la superficie del círculo promedio).
4. Registre todas las medidas en los formularios (densidad, frecuencia y cobertura) por cada sección del transecto (metro lineal o cuadrado) y las observaciones sobre el hábitat en la libreta de campo.

## Cálculos

5. Calcule la **densidad relativa** (DR) de cada especie, es decir,  $DR_i = [n_i/\Sigma n_i] \times 100$  donde  $n_i$  es el número de individuos de cada especie contados y  $\Sigma n_i$  es la suma de todos los individuos de todas las especies, por lo que DR<sub>i</sub> es la densidad relativa de esa especie. Esto significa que la densidad relativa de cada especie es igual al número de individuos de esa especie dividido por el número total de individuos. La densidad absoluta (D) de una especie es  $D_i = [(n_i/\Sigma n_i) \times 100]/A$ , donde la A representa el área muestreada. Esto puede ser útil para interpretar el papel de cada especie en el conjunto de la vegetación.
6. La frecuencia es el número de veces que se puede encontrar determinada especie dentro de una muestra (cuadrante o sector de la línea de transecto, por ejemplo, cada metro lineal). Se calcula mediante la fórmula:  $f_i = j_i/k$  donde  $f_i$  es la frecuencia de una especie;  $j_i$  es el número de puntos de muestreo en los cuales se contó la especie y  $k$  es el número total de puntos muestreados. La **frecuencia relativa** (Fr) de cada especie se calcula de la siguiente manera:  $f_i$  es la frecuencia de cada especie, expresada como una proporción de la suma de las frecuencias de todas las especies ( $\Sigma f$ ). Entonces  $Fr_i = [f_i/\Sigma f] \times 100$  por lo que la frecuencia relativa de cada especie es igual a la frecuencia de esa especie dividida por la suma de todas las frecuencias.

7. Cobertura (C) es la proporción del suelo ocupado al proyectar las partes aéreas de la planta verticalmente sobre el suelo y se calcula de la siguiente manera:  
 $C_i = [(diámetro\ mayor + diámetro\ menor)/4]^2 \times \pi$  lo que estima la cobertura de un individuo y  $\Sigma C_i$  es la suma de las coberturas de todos los individuos de la especie i.

La forma de calcular la **cobertura relativa** de una especie (CRI) es la siguiente:  
**CRI =  $[C_i/\Sigma C] \times 100$**  donde  $\Sigma C$  es la cobertura total de todas las especies.

8. La suma de las tres medidas relativas mencionadas arriba y calculadas para cada especie constituye el denominado Índice de Valor de Importancia (IVI), por lo que el IVIi o valor de importancia de la especie i se estima mediante la ecuación:  
 $IVI_i = DRI + Fri + CRI$ .

El valor de IVI puede fluctuar de 0 a 3.00 (ó 300%). Al dividir el IVI por 3, se obtiene una cifra que fluctúa de 0 a 1.00 (ó 100%). Este valor se conoce como el porcentaje de importancia. El índice de valor de importancia o el porcentaje de importancia, proveen un estimado global de la importancia de una especie de planta en una comunidad determinada.

**II. En trabajo de laboratorio** y como ejercicio, obtener el índice de valor de importancia de las especies presentes en vegetación de bosque templado de la siguiente Tabla:

Especie	Dominancia relativa	Abundancia relativa	Frecuencia relativa	Índice de valor de importancia
<i>Bourreria cumanensis</i>	28.1	18.0	13.8	
<i>Arrabidaea pubescens</i>	6.4	17.0	13.8	
<i>Myrospermun frutescens</i>	10.1	9.1	3.6	
<i>Randia spinosa</i>	1.8	8.9	11.0	
<i>Guazuma ulmifolia</i>	12.3	5.6	2.0	
<i>Guettarda divaricata</i>	3.4	6.3	8.0	
<i>Pisonia macranthocarpa</i>	2.8	2.8	7.4	
<i>Phitecellobium tortum</i>	2.6	2.3	7.8	
<i>Casearia zzyphoides</i>	1.4	2.1	5.5	
<i>Bumchosa columbica</i>	1.1	4.3	2.2	

## Cuestionario

1. ¿Cuál es la definición de una comunidad biótica?
2. ¿Cómo se clasifican las comunidades vegetales?
3. ¿Cuáles son las propiedades emergentes de una comunidad biótica?
4. ¿Cuáles son las estructuras verticales y horizontales de una comunidad vegetal terrestre?
5. ¿Cómo se lleva a cabo la dinámica del cambio de vegetación en un ecosistema terrestre?

## Referencias

- Alcaraz Ariza, F.J. 2013. *Fundamentos de la clasificación de la vegetación* [Archivo pdf]. <http://www.um.es/docencia/geobotanica/ficheros/tema10.pdf>
- Bazzaz, F.A. (1998). *Plants in changing environments, linking physiological, population and community ecology*. Cambridge Univ. Press. UK.
- Begon, M., Harper, C.R. y Townsend, J.L. (2005). *Ecology from individuals to ecosystems*. Fourth edition. Blackwell Publishing.
- Bonifacio, M. y Todd, S.F. (2000). *Manual de Métodos Básicos de Muestreo y Análisis en Ecología Vegetal*. Proyecto de Manejo Forestal Sostenible (BOLFOS), Santa Cruz, Bolivia.
- Cottam, G. y Curtis, J.T. (1956). The use of distance measures in phytosociological sampling. *Ecology*, 37,451- 460.
- Krebs, C.J. (2009). *Ecology: the experimental analysis of distribution and abundance*. 6ª Edición. Benjamin Cummins, San Francisco, Ca. USA.

# Práctica 12

## Área mínima de la comunidad y curva de acumulación de especies

**Juan Carlos Peña Becerril**

*jczbio@ciencias.unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza,  
Facultad de Ciencias,  
Universidad Nacional Autónoma de México

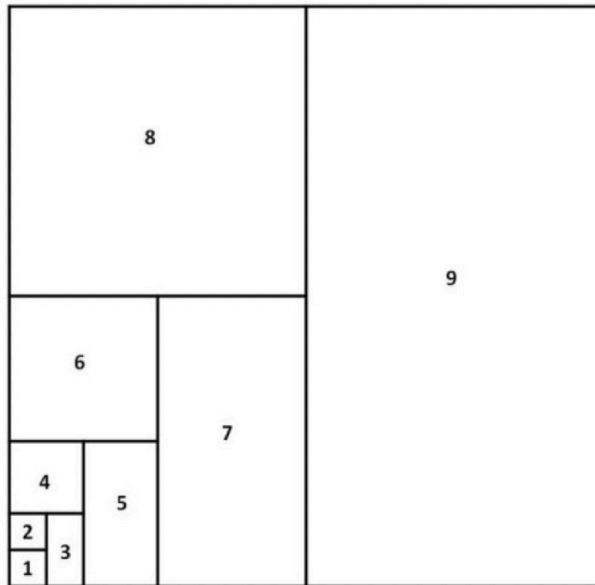
### Introducción

Una de las preguntas importantes antes de realizar estudios en comunidades vegetales es: ¿Cuál es la superficie mínima de muestreo de tal manera que sea representativa de tal comunidad? (Niell, 1977; Bautista *et al.*, 2004). El tamaño del área mínima depende de varios factores como por ejemplo la heterogeneidad del terreno y las formas de vida dominantes; por ejemplo, Muller-Dombois y Ellenberg (1974) propusieron diferentes áreas de muestreo para comunidades en ambientes templados:

Tipo de vegetación	Superficie (m <sup>2</sup> )
Bosque (estrato arbóreo)	200 a 500
Bosque (sotobosque)	50 a 200
Pastizal seco	50 a 100
Brezal (arbustos medianos)	10 a 25
Pradera de heno	10 a 25

Uno de los métodos más ampliamente utilizado es el de puntos anidados, el cual consiste en seleccionar una superficie de muestreo y se registran las especies presentes, posteriormente se duplica la superficie de muestreo e igualmente se

contabilizan las nuevas especies encontradas (figura 1); conforme la superficie aumenta se van encontrando nuevas especies. En un inicio el número de especies aumenta de manera importante, sin embargo, posteriormente el número de especies nuevas va disminuyendo (Matteucci y Colma, 1982; Bautista *et al.*, 2004); con estos datos se construye una curva del área vs. el número de especies acumuladas (figura 2). Este método es considerado como cualitativo pues sólo considera el número de especies y no sus abundancias (Niell, 1977).

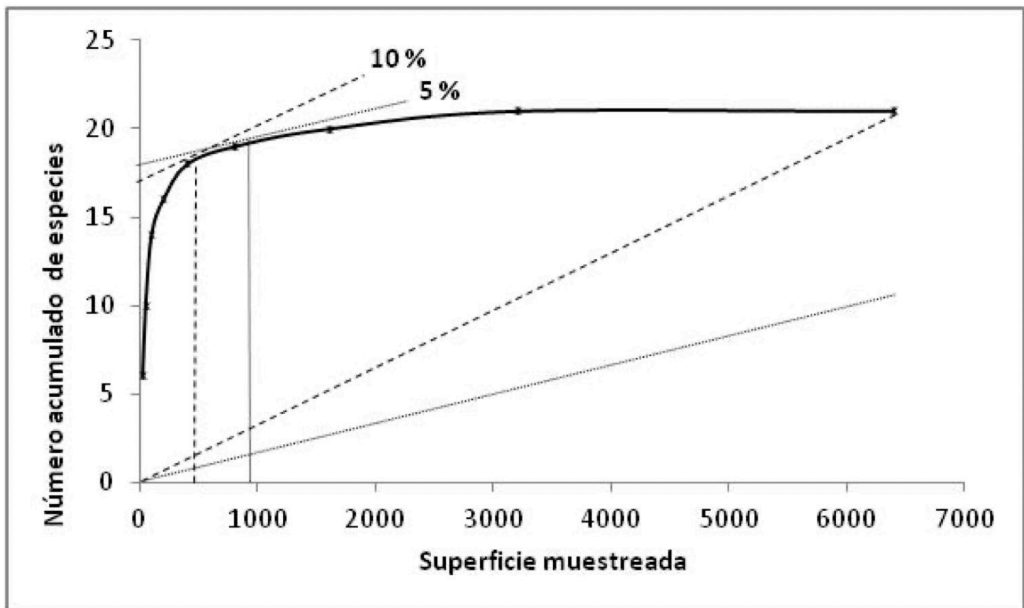


**Figura 1. Modelo de muestreo para la determinar el área mínima.**

Una vez obtenida la gráfica de las especies-área acumuladas, se ubica el punto de inflexión en la curva (el *plateau*), es decir, cuando la curva se estabiliza (Matteucci y Colma, 1982; Bautista *et al.*, 2004). Existen varios métodos para determinar el área mínima que representa a la comunidad, uno de los criterios más utilizados indica que el área mínima es aquella cuando a un aumento del 10% del área corresponde con un aumento menor del 10% en el número de especies en relación al total de las especies muestreadas. Aquella área se puede obtener a partir de la gráfica área-especies acumuladas, en la cual se traza una línea recta que pase por el origen hasta el 100% de

los valores de número de especies y del área, posteriormente esta recta se desplaza y se determina en qué punto es tangencial a la curva área-especie (figura 2); la proyección vertical de este punto especifica el área mínima de muestreo (Cain y Castro, 1959). El área mínima dependerá del cuadro de mayor tamaño muestreado. En la figura 2, el área de muestreo donde se alcanzó el 100% de las especies de la comunidad fue de 6400 unidades cuadradas (que pueden ser m<sup>2</sup>, km<sup>2</sup>, ha, etc.) por lo que el 10% del área son 640 unidades cuadradas.

Un criterio más conservador considera sólo un 5% de incremento en el número de especies por cada 10% de aumento en superficie (Muller-Dombois y Ellenberg, 1974). En la figura 2, el 50% de las especies totales son 10 y la superficie total muestreada son 6400 unidades cuadradas; el área mínima según este procedimiento son 920 unidades cuadradas.



**Figura 2. Relación hipotética del área muestreada respecto al número acumulado de especies y criterios para la determinación del área mínima.**



Otro método para determinar el área mínima es mediante métodos cuantitativos y que no sólo toman en cuenta el número de especies sino también la manera en cómo éstas están distribuidas. Para ello se comparan diferentes áreas de muestreo por medio de índices de similitud cualitativos o bien cuantitativos (Matteucci y Colma, 1982).

### **Curva de acumulación de especies**

Es importante señalar que en la mayoría de los casos la curva no se llega a estabilizar por lo que es difícil conocer, además del área mínima de muestreo, el determinar el número total de especies de una comunidad. Existen diferentes metodologías que permiten estimar el número total de especies en una comunidad que se basan en el tamaño de la muestra y las especies encontradas, como son la rarefacción, las funciones de acumulación de especies (logarítmica, exponencial y de Clench) o por métodos no paramétricos (Chao 2, Jacknife de 1er. orden, Jacknife de 2o. orden y Bootstrap) (Moreno, 2001). La rarefacción asume que los individuos se distribuyen en el medio de forma azarosa y que tienen la misma posibilidad de ser capturados.

Las curvas de acumulación de especies permiten una mejor planificación de los muestreos en trabajos de biodiversidad, por tanto, una confiabilidad en los inventarios biológicos y pueden ser una herramienta para estimar el número total de especies que estarían presentes en un determinado sitio de muestreo (Jiménez-Valverde y Hortal, 2003).

### **Objetivos**

- Determinar el área mínima de una comunidad vegetal hipotética usando dos diferentes criterios.
- Evaluar la exactitud del área mínima con la curva de acumulación de especies.

### **Material**

- Una cartulina.
- Un plumón (puede ser negro, azul, rojo o algún otro color).
- Una regla.
- Dos escuadras.
- Papel milimétrico.
- 2 Vernier (también llamados Pie de Rey o calibrador).
- Semillas de 20 especies; pueden ser de frijol, haba, lenteja, chile, naranja, guayaba, chía, ajonjolí, jitomate, etc.

El número de semillas de cada especie quedará de la siguiente manera:

**Tabla 1. Número de semillas que se requieren por especies a trabajar.**

Especie	Nombre de la especie	Número de semillas
1	_____	50
2	_____	40
3	_____	35
4	_____	30
5	_____	25
6	_____	20
7	_____	15
8	_____	15
9	_____	15
10	_____	12
11	_____	10
12	_____	6
13	_____	6
14	_____	4
15	_____	2
16	_____	2
17	_____	2
18	_____	2
19	_____	1
20	_____	1

### Procedimiento I. Área mínima

En la tabla 1. Indicar el nombre de las especies utilizadas según el número de semillas obtenidas.

En una cartulina dibuja un cuadro de 80 x 80 cm. En dicho cuadro dibuja el modelo de muestreo tal como se muestra en la figura 1, donde los cuadros 1 y 2 miden 5 x 5 cm

(25 cm<sup>2</sup>), el cuadro 3 mide 5 x 10 cm (50 cm<sup>2</sup>) y así sucesivamente hasta el cuadro 9 de 40 x 80 cm (3200 cm<sup>2</sup>) (como el de la figura 1).

En una bolsa colocar todas las semillas y removerlas. Arrojar las semillas de manera azarosa en la cartulina de tal forma que algunas caerán dentro del gran cuadro de 80 x 80 cm y otras podrán caer por fuera. Las semillas representarán a los individuos vegetales de una comunidad hipotética. Tener cuidado de no mover la cartulina ni las semillas hasta el final del procedimiento de esta práctica.

Contar las semillas de cada especie que hayan caído en cada cuadro y registrarlas en una tabla de la siguiente manera:

**Tabla 2. Registro del número de especies presentes en cada cuadro.**

Cuadro	Área (cm <sup>2</sup> )	Especies nuevas	Número acumulado de especies
1			
2			
3			
4			
5			
6			
7			
8			
9			

Con los resultados obtenidos de la tabla anterior, dibujar la curva de la relación área-especies acumuladas en la hoja de papel milimétrico (como en la figura 3) y determinar el área mínima con base en los siguientes dos criterios:

- a) 10% del área total de muestreo (x) corresponde con un aumento del 10% en el número de especies muestreadas (y).

Trazar una línea recta que pase por el origen hasta el 100% de los valores de número de especies y del área, posteriormente esta recta se desplaza y se

determina en qué punto es tangencial a la curva área-especie (ver figura 2); así la proyección vertical de este punto especifica el área mínima de muestreo.

- b) 10% del área total de muestreo (x) corresponde con un aumento del 5% en el número de especies muestreadas (y).

Trazar una línea desde el origen hasta el 50% del total de las especies encontradas (en la superficie de mayor área muestreada); esta línea recta se desplaza y se determina en qué punto es tangencial a la curva área-especie; igual que en el caso anterior, la proyección vertical de este punto especifica el área mínima de muestreo (ver figura 2).

Auxiliarse de las dos escuadras para determinar ambas tangentes de la curva área-especies y determinar el área mínima para el caso A y para el caso B.

Para los diferentes criterios de área mínima, ¿se registró el mismo número de especies?, ¿por qué?

Discutir qué criterio consideras el más adecuado para determinar el área mínima de una comunidad.

## **Procedimiento II. Curva de acumulación de especies**

Una vez obtenidas las áreas mínimas, en el reverso de la cartulina dibujar el cuadro de 80 x 80 cm; posteriormente dentro de este cuadro hacer una cuadrícula cuyos cuadros interiores tengan un tamaño de 5 x 5 cm. Una vez más arrojar las semillas en la cartulina sobre ese cuadro de 80 x 80 centímetros. A partir de números al azar, seleccionar tantos cuadros sean necesarios (de 5 x 5 centímetros) cuya suma del área total sea el área mínima requerida según lo calculado para el Caso A, y los necesarios para el Caso B obtenidos del área mínima. En ambos casos anotar las especies presentes (según la numeración utilizada en la Tabla 1) y contar el número de individuos de cada especie (entre paréntesis) según se ejemplifica en la Tabla 3.

**Tabla 3.** Tabla de registro de la curva de acumulación de especies para el caso A y el caso B.

Caso A				Caso B			
Cuadro (muestra)	Área acumulada (cm <sup>2</sup> )	Especies en cada cuadro (número de individuos)	Número acumulado de especies	Cuadro (muestra)	Área acumulada (cm <sup>2</sup> )	Especies en cada cuadro (número de individuos)	Número acumulado de especies
1	25	Sp1(1), sp2(2), sp5(1), sp9(4) etc...		1	25		
2	50			2	50		
3	75			3	75		
4	100			4	100		
5	125			5	125		
etc...	etc...			6	150		
				etc...			

Cada cuadro de 5 x 5 centímetros será considerado como una muestra. Con estos datos obtener la curva de acumulación de especies (área vs número acumulado de especies) y comparar ambos casos. ¿En el caso A y caso B se contaron todas las especies presentes de la comunidad, es decir, las 20 especies?

Con estos últimos datos, estimar el número de especies presentes de la comunidad según los métodos no paramétricos: Chao 2, Jacknife de 1er. orden, Jacknife de 2o. orden y Bootstrap.

Chao 2	Jacknife de 1er. Orden
$Chao_2 = S + \frac{L^2}{2M}$	$Jack1 = S + L \frac{m - 1}{m}$
<p>Donde:</p> <p>S = Número de especies totales registradas en los muestreos.</p> <p>L = número de especies que ocurren sólo en una muestra (especies "únicas").</p> <p>M = número de especies que ocurren sólo en dos muestras.</p>	<p>Donde:</p> <p>S = Número de especies totales registradas en los muestreos.</p> <p>L = número de especies que ocurren sólo en una muestra (especies "únicas").</p> <p>m = número de muestras.</p>

Jacknife de 2o. orden	Bootstrap
$Jack2 = S + \frac{L(2m-3)}{m} - \frac{M(m-2)^2}{m(m-1)}$	$Bootstrap = S + \sum (1 - p_j)^n$
<p>Donde:</p> <p>S = Número de especies totales registradas en los muestreos.</p> <p>L = número de especies que ocurren sólo en una muestra (especies “únicas”).</p> <p>m = número de muestras.</p>	<p>Donde:</p> <p>S = Número de especies totales registradas en los muestreos.</p> <p><math>p_j</math> = proporción de unidades muestrales que contiene a cada especie <math>j</math>.</p> <p>n = número de unidades muestrales.</p>

Comparar las gráficas de la curva de acumulación de especies entre el caso A y el caso B. ¿En cuál de ellos la curva de acumulación de especies se estabiliza y por qué?

De los métodos no paramétricos utilizados para estimar el número de especies en una comunidad, ¿cuál de ellos fue el más certero? Por otro lado, según los supuestos de cada método, ¿cuál es el más apropiado de utilizar para esta práctica?

### Cuestionario

1. ¿Qué es el área mínima?
2. El área mínima para un bosque tropical húmedo, templado y de un matorral xerófilo ¿será la misma?, ¿por qué?
3. ¿Qué es una curva de acumulación de especies y cómo se construye?
4. ¿Cuál es la utilidad de una curva de acumulación de especies?
5. Describe en qué casos se utilizan los siguientes métodos para calcular la riqueza específica de una comunidad:
  - a. Rarefacción.
  - b. Funciones de acumulación (modelos lineales).
    - i. Logarítmica.
    - ii. Exponencial.
    - iii. De Clench.
  - c. Método no paramétricos.
    - i. Chao 2.
    - ii. Jackknife de 1er. Orden.
    - iii. Jackknife de 2o. orden.
    - iv. Bootstrap.

## Referencias

- Bautista, F., Delfin, H., Palacio, J.L. y Delgado, M.C. (2011). *Técnicas de muestreo para manejadores de recursos naturales*. Universidad Nacional Autónoma De México. Universidad Autónoma De Yucatán. Consejo Nacional De Ciencia Y Tecnología. Instituto Nacional De Ecología. México.
- Cain, S.A. y Castro, G.M. (1959). *Manual of vegetation analysis*. Harper. Nueva York.
- Jiménez-Valverde, A. y Hortal, J. (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.
- Matteucci, S.D. y Colma, A. (1982). *Metodología para el estudio de la Vegetación*. The General Secretariat of the Organization of American States, Whashington, D. C.
- Moreno, C.E. (2001). *Métodos para medir la biodiversidad*. M&T–Manuales y Tesis SEA, vol. 1. Zaragoza.
- Mueller-Dombois, D., y Ellenberg, H. (1974). *Aims and methods of vegetation ecology*. New York: John-Wiley and Sons. Nueva York.
- Niell, F.X. (1977). Método de recolección y área mínima de muestreos en estudios estructurales del macrofitobentos rocoso intermareal de la Ría de Vigo. *Investigación Pesquera*, 41(2), 509-521.

## ANEXO. ANÁLISIS EN R

### PRÁCTICA 12. Área mínima de la comunidad y curva de acumulación de especies

Los resultados obtenidos de la tabla 3 de la curva de acumulación de especies de caso A y del caso B deben de capturarse y guardarse en archivos diferentes de Excel (en formato csv delimitado por comas). El archivo del caso A se llamará “CasoA” y el archivo del caso B se llamará “CasoB”.

Ordenar los datos obtenidos según la siguiente tabla de Excel donde las columnas representarán a las 20 especies según la tabla 1 y las filas representan cada uno de los cuadros de 5 x 5 centímetros (muestra); el número de filas estará dado por la información de la tabla 3).

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M
1	Sitio	sp1	sp2	sp3	sp4	sp5	sp6	sp7	sp8	sp9	sp10	sp11	sp12
2	muestra 1	1	0	0	2	0	1	0	0	0	2	0	
3	muestra 2	3	0	2	1	0	0	2	0	0	1	0	
4	muestra 3	1	0	0	0	0	1	3	0	0	1	0	
5	muestra 4	0	3	0	1	0	3	2	0	0	0	2	
6	muestra 5	2	0	1	0	0	0	5	0	0	0	2	
7	etc...												

#En el programa R, se debe de instalar el paquete “BiodiversityR” y “vegan”. Para ello se pueden utilizar los siguientes comandos:

```
>install.packages("BiodiversityR")
>library(BiodiversityR)
>install.packages("vegan")
>library(vegan)
```

#Buscar los archivos de Excel (delimitado por comas) donde se guardó la información del caso A y del caso B. Los datos de Excel se nombrarán como Caso\_A y como Caso\_B.

```
>Caso_A <- read.csv(choose.files(),row.names=1)
>Caso_B <- read.csv(choose.files(),row.names=1)
```



#Verificar que R puede leer ambos archivos.

```
>Caso_A
```

```
>Caso_B
```

#Para conocer el número de individuos por especie, se puede utilizar el siguiente comando:

```
>colSums(Caso_A); colSums(Caso_B)
```

#(con el punto y coma se visualizan ambos archivos)

#Con la función “rarecurve” se puede observar y comparar el comportamiento de la curva de rarefacción de ambos casos.

```
>data<-rbind(colSums(Caso_A), colSums(Caso_B))
```

```
>rarecurve(data)
```

#Obtener los datos de la curva de acumulación de especies.

```
>par(mfrow=c(1,2))
```

```
>plot(specaccum(Caso_A), ylim=c(0,12), col="blue")
```

```
>plot(specaccum(Caso_B), ylim=c(0,12), col="red")
```

#Los datos graficados se pueden observar con el comando “Specaccum( )” (especies acumuladas).

#Se señalan el número de especies acumuladas esperadas en cada muestra “Richness” y la desviación estándar “sd”.

#Para el caso A

```
>specaccum(Caso_A)
```

#Para el caso B

```
>specaccum(Caso_B)
```

#Hacer una estimación del número de especies esperadas (extrapolación) por muestra tanto para el caso A como para el caso B.

```
>estimateR(Caso_A)
```

```
>estimateR(Caso_B)
```

#También se puede obtener para cada caso el número total de especies esperadas (con: chao, jack1, jack 2 y boot).

```
>specpool(Caso_A)
```

```
>specpool(Caso_B)
```

# Práctica 13

## Biodiversidad

**Arcadio Monroy Ata**

*arcadiom@unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

La biodiversidad es la variabilidad presente en todas las formas de vida y se evalúa en cuatro niveles: genético, funcional en una población, especies y ecosistemas. Asimismo, la diversidad biológica representa el conjunto de condiciones ecológicas de un hábitat y las variantes posibles de los seres vivos a nivel biogeográfico y evolutivo. Particularmente, la diversidad de especies de un ecosistema es un atributo de las comunidades, que describe la riqueza de poblaciones de un sitio particular.

Para medir la diversidad biológica existen varios índices, dentro de los cuales el más empleado en estudios ecológicos es el de Shannon y Wiener. Lo anterior debido a que se puede aplicar aún sin conocer la identidad de todas las especies y porque se pueden hacer análisis estadísticos comparativos entre comunidades similares o distintas.

*Hay tres tipos de diversidad biológica, los cuales son los siguientes:*

- a) alfa: diversidad de un hábitat determinado.
- b) beta: gradiente de diversidad entre dos comunidades contiguas.
- c) gama: comparación de la diversidad entre dos regiones vecinas.

**El índice de diversidad de Shannon-Wiener ( $H'$ ) es:**

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \cdot \ln(p_i)$$

donde  $p_i$  es la proporción de individuos de la especie  $i$ -ésima, respecto al total de individuos de todas las especies y  $s$  es el número total de especies. Este índice se estima para una porción de la comunidad, como las leñosas de un sitio o las herbáceas en el caso de las plantas; para la fauna, normalmente se estima por grupo taxonómico, como aves, insectos, reptiles, anfibios, mamíferos, peces, micorrizas, bacterias, protozoarios, etc. Así, en esta práctica se determinará el índice de diversidad de Shannon-Wiener de una comunidad vegetal, haciendo énfasis en la representatividad del índice.

## Objetivo

Calcular el índice de diversidad de Shannon-Wiener de una comunidad vegetal.

## Procedimiento

### I.- Índice de diversidad

Si se desea muestrear plantas herbáceas, es recomendable usar cuadrados de 20 x 20, 40 x 40 o 100 x 100 cm; es necesario registrar el total de plantas por unidad de muestreo. Se debe repetir la operación al menos 5 veces. Los registros son: número de especie y número de individuos por especie.

Si se muestrea vegetación leñosa y herbácea, es conveniente realizar transectos con área, por ejemplo, una banda de 10 m de largo por 1 m de ancho, dividida en cuadros de 1 m<sup>2</sup>, para registrar el número de especies y el número de individuos de cada especie. Si la diversidad vegetal es escasa, el transecto debe ser de 20 ó 40 m. Esta operación (transecto) debe repetirse al menos 5 veces.

### II.- Dominancia ecológica

Calcular los siguientes atributos para cada una de las especies presentes en la comunidad:

**Densidad:** Número de individuos de una especie por unidad de área (m<sup>2</sup>).

**Densidad relativa:** Densidad de una especie dividida por la suma de la densidad de todas las especies presentes en el área x 100.

**Frecuencia:** Número de unidades del muestreo en que aparece la especie en cuestión.

**Frecuencia relativa:** Se considera como la frecuencia de una especie dividida por la frecuencia total de todas las especies x 100.

**Dominancia:** Derivado de la estimación de la cobertura de todos los individuos de una especie, expresada en m<sup>2</sup>, y calculada a partir de la medición de dos diámetros perpendiculares de los doseles de árboles, arbustos y herbáceas, con base en la siguiente fórmula:  $C = ((d1 + d2 / 4)^2) \cdot 3.1416$ , donde:

C= Cobertura promedio.

d1= Primer diámetro de cobertura del dosel pasando por el centro de la planta.

d2= Segundo diámetro de cobertura del dosel pasando por el centro de la planta.

**Dominancia relativa:** Derivada a partir de la suma de la dominancia de una especie dividida por la suma de las dominancias de todas las especies x 100.

**Índice de Valor de Importancia (IVI):** Suma de los valores relativos de densidad, frecuencia y dominancia.

Los datos deben ser tomados en transectos de 1x10 m mínimamente. Con los resultados obtenidos, determine las especies dominantes, codominantes y asociadas de la comunidad. y explique ecológicamente los datos.

Para facilitar el registro de datos es conveniente elaborar tablas de especies contra parámetro (número de individuos, altura, cobertura, densidad, etc.). Si no se conoce el nombre de una especie, se puede registrar con un número y un adjetivo descriptivo (especie 7 de hoja lanceolada, especie 9 de tallo pubescente, especie11 gramínea con espiga inmadura, etc.).

Reportar el resultado de la diversidad y dominancia ecológica, haciendo una interpretación integral del sitio, considerando el tipo de suelo, clima y las interacciones de la vegetación con la fauna y con el ser humano (indicios de perturbación, de introducción o eliminación de especies, contaminación, etc.).

## Cuestionario

1. ¿Qué diferencias hay entre biodiversidad y diversidad biológica?
2. ¿Cuántos tipos de diversidad existen? Explique brevemente cada uno.
3. ¿Cuál es el valor mínimo del índice de diversidad de Shannon-Wiener? Explique qué representa el valor.
4. ¿Qué significa un valor elevado del índice de diversidad para una comunidad determinada?
5. ¿Qué significa la dominancia ecológica de una especie en una comunidad?
6. ¿Cómo se mide la frecuencia relativa de una especie?
7. ¿Cómo se mide la cobertura de una planta leñosa y de una herbácea?
8. ¿Qué significa que una comunidad tenga una codominancia de especies vegetales?

## Referencias

- Dasman, R.F. (1981). *Wildlife Biology*. 2ª Edición. John Wiley and Sons. Nueva York, E.U.A.
- Mackenzie, A., Ball, A.S. y Virdee, S.R. (2001). *Ecology*. 2a edición. Instant Notes Series. BIOS Scientific Publishers Limited. Oxford, Reino Unido.
- Odum, E.P. (1997). *Ecology: A bridge between Science and Society*. Sinauer Associates Inc. Massachusetts.
- Pianka, E.R. (2002). *Evolutionary ecology*. 6ª Edición. Addison Wesley Longman, Inc. San Francisco, California, E.U.A.
- Zunino, M. y Zullini A. (2003). *Biogeografía: la dimensión espacial de la evolución*. Fondo de Cultura Económica. Ciudad de México.

# Práctica 14

## Banco de semillas

**Arcadio Monroy Ata**

*arcadiom@unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

**U**n banco de semillas es el conjunto de unidades de dispersión y perpetuación, viables, de los vegetales presentes en el suelo de un sitio determinado. El banco de semillas es importante en el proceso de sucesión vegetal, particularmente en ecosistemas que han sido perturbados. Este conjunto de semillas se encuentra normalmente en los primeros 5 centímetros de profundidad del sustrato y lo constituyen diásporas, frutos y unidades reproductivas que han sido transportados por diferentes factores (bióticos y abióticos) y que han escapado de los depredadores.

¿Qué plantas producen semillas? Las fanerógamas, las cuales se dividen en angiospermas con semillas encerradas en un fruto como las manzanas o duraznos y las gimnospermas cuyas semillas se dispersan en un fruto abierto, como las coníferas.

¿Qué es una semilla? La semilla es el óvulo maduro encerrado dentro del ovario maduro o fruto; la semilla está compuesta por tres partes básicas: a) el embrión, b) los tejidos de almacenamiento, c) las cubiertas de la semilla. Todos los organismos vivientes están sujetos a la influencia de factores físicos, químicos y bióticos del medio ambiente que los rodea. En el caso de las semillas, los factores físicos tienen una influencia decisiva sobre su conservación. A los factores físicos como la temperatura y la humedad se les reconoce gran importancia desde el punto de vista del almacenamiento, manejo y conservación de las semillas, por la forma tan directa y trascendental en que ejercen su influencia sobre estos órganos vegetales. Existen, entre otras, tres propiedades de

las semillas que determinan, en gran parte, su comportamiento o reacción ante los factores ecológicos mencionados, estas propiedades son:

1. La baja conductividad térmica.
2. La capacidad de absorción del agua.
3. La naturaleza porosa del grano.

Las semillas y sus subproductos son componentes esenciales de la dieta humana. A nivel mundial, los cereales contribuyen con cerca del 50% del consumo de energía per cápita.

Otras semillas, como las leguminosas, nueces y oleaginosas, son muy importantes también como fuente de proteína.

Las plantas con semillas incluyen casi todas las plantas cultivadas y constituyen la vegetación dominante de la mayor parte de los paisajes naturales. La mayor parte de estas plantas se originan de semillas, las cuales, después de la germinación, dan lugar a plántulas con raíz, tallos y hojas. La planta crece, extendiendo su sistema radical en el suelo y sus tallos y hojas hacia la atmósfera. Después de algún tiempo se forman las flores, tiene lugar la fertilización y las semillas comienzan a desarrollarse y a madurar, para después dispersarse.

## Objetivo

El alumno identificará el número de semillas presentes en una muestra de suelo de una comunidad vegetal y evaluará el potencial de regeneración vegetal de ese ecosistema.

## Material

- Tamices de 2 mm, con su colector de residuos del proceso de tamizado.
- Agujas de disección.
- Pinzas de disección.
- Pinceles.
- Microscopio estereoscópico.
- Cajas Petri de 5 cm de diámetro.
- Balanza granataria.
- Probeta de 10 mL.

## Procedimiento

Colectar suelo de los primeros 5 cm de profundidad en una comunidad vegetal natural.

Pesar 5 sub-muestras de 20 g cada una.

Pasar las sub-muestras por el tamiz de 2 mm respectivamente, separando los frutos, semillas y diásporas enteros.

Identificar las semillas hasta el *taxon* de menor jerarquía posible, mediante el microscopio estereoscópico, auxiliados de claves y textos especializados.

Obtener la media y la desviación estándar del número de semillas por muestra.

Calcular la densidad aparente de suelo (pesar el volumen de 10 cm<sup>3</sup> de suelo con tres repeticiones) y estimar, mediante reglas de tres, **el número de semillas por metro cuadrado de suelo**. Para esto, extrapolar el número de semillas registrado en los de 100 g de suelo analizados, considerando que se muestrearon sólo los primeros 5 cm de profundidad del sustrato y que se sabe, por la densidad aparente, cuántos gramos de suelo hay por cm<sup>3</sup>. Por lo anterior, se puede estimar el volumen de un prisma de 1 m<sup>2</sup> (10,000 cm<sup>2</sup>) de superficie y espesor de 5 cm y saber cuántos gramos contiene de suelo como el analizado. Después, es cuestión de hacer las correspondientes reglas de tres. Hacer un cuadro de resultados y evaluar el potencial de regeneración de la vegetación mediante el banco de semillas.

### Cuestionario

1. ¿Qué es una semilla desde el punto de vista biológico y ecológico?
2. ¿Qué animales depredan semillas?
3. ¿Qué diferencia hay entre propágulo, diáspora, fruto y semilla?
4. ¿Por qué las semillas del suelo se encuentran principalmente en los primeros 5 cm de profundidad?



## Cuestionario

5. ¿Qué mecanismos de preservación tienen las semillas enterradas en el suelo?
6. ¿Qué animales acumulan semillas en el suelo?
7. ¿Cómo participa el banco de semillas en el proceso de sucesión ecológica?
8. ¿Cómo se puede aplicar el conocimiento cuantitativo de un banco de semillas en programas de restauración ecológica?

## Referencias

- Duffus, C. (1985). *Las semillas y sus usos*. Ed. AGT. México, D.F.
- Castillo Argüero, S., Guadarrama, P., Martínez, Y., Mendoza-Hernández, P.E., Núñez-Castillo, O., Romero-Romero, M.A y Sánchez-Gallén, I. (2002). *Diásporas del Pedregal de San Ángel*. Coordinación de Servicios Editoriales, Facultad de Ciencias, UNAM. Ciudad de México.
- Genel, R.M. (1984). *Almacenamiento y conservación de granos y semillas*. Ed. CECSA. México, D.F.
- Hartmann, H.T. y Kester, D.E. (1995). *Propagación de plantas: principios y prácticas*. 2ª edición. Compañía Editorial Continental, S.A. de C.V. México, D.F.

# Práctica 15

## Sucesión de hongos en la descomposición de materia orgánica

**Rosalva García Sánchez<sup>1</sup>**  
**Lucía Varela Fregoso<sup>2</sup>**

<sup>1</sup>*rosalvags@unam.mx*, <sup>2</sup>*lvarelaf@xanum.uam.mx*

<sup>1</sup>Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM,

<sup>2</sup>Departamento de Biología, UAM-I.

### Introducción

La sucesión ecológica se refiere al reemplazo de especies que suele ocurrir en una comunidad biológica después de que ha ocurrido una perturbación intensa (sucesión secundaria) o cuando se han abierto nuevos ambientes físicos a la colonización por plantas, animales y microorganismos (sucesión primaria). Los primeros estudios describían la secuencia de especies que invadían un sitio (Cowles 1901; Clements 1916, 1936). En estudios más recientes se describen cambios en biomasa, productividad, diversidad, etc. como resultado del proceso sucesional (Lindeman 1942; Margalef 1968).

Los hongos degradadores son un grupo funcional que utiliza una serie de enzimas que actúan sobre la materia orgánica, las especies de hongos se van sustituyendo y actuando sobre el sustrato con diferentes grados de descomposición (Mata y Salmenes 2007). Durante la descomposición de estiércol se pueden reconocer tres fases principales que son: colonización, explotación e invasión. En la primera fase aparecen hongos degradadores de azúcares y compuestos solubles en agua, en la segunda fase hongos celulolíticos y finalmente en la última fase hongos lignino-celulolíticos

(Webster y Weber 2009). Algunos hongos utilizan los azúcares simples por lo que uno a uno van colonizando el estiércol (Richardson 2008), algunos hongos que crecen en el estiércol como *Pilobolus* spp. se caracterizan por formar esporangióforos que presentan fototropismo positivo y expulsan con fuerza el esporangio, debido a la fotosensibilidad de la vesícula subesporangial. Los esporangios una vez arrojados se pegan en la superficie de las plantas para ser ingeridas por animales herbívoros, pasan por el tracto digestivo y salen viables en el estiércol de estos animales (Aguirre-Acosta y Ulloa 1982).

## Objetivos

- Establecer un microhábitat que permita observar la sucesión ecológica de hongos degradadores del estiércol.
- Observar y dibujar el orden que aparecen de hongos en las diferentes etapas de descomposición de estiércol.
- Identificar los hongos que se desarrollen a nivel de *Phyllum*.

## Material

- Microscopio compuesto.
- Microscopio estereoscópico.
- Portaobjetos.
- Agujas de disección.
- Aceite de inmersión.
- Caja de zapatos.
- Cinta adhesiva.
- Plástico para cubrir la caja por dentro.
- Estiércol de vaca, caballo, cabra o algún otro animal herbívoro.

## Metodología

Forrar con plástico (por dentro) la caja de zapatos y extender la muestra de estiércol.

Hacer cinco orificios del tamaño de un portaobjetos en la tapa de la caja y en cada uno pegar un portaobjetos.

Observar cada 48 horas. Abrir la caja y observar el crecimiento de hongos sobre el estiércol. Tomar fotografías y retirar uno de los portaobjetos colocados en la tapa, cubrir el hueco con otro portaobjetos o con papel celofán.

Mantener húmedo el estiércol.

El portaobjetos retirado servirá para hacer observaciones en fresco de las esporas del hongo.

Reconozca las estructuras del hongo observadas al microscopio compuesto, dibujando o fotografiando las estructuras observadas. Intente identificar a nivel de *Phyllum*, ayudándose con algún atlas específico de hongos.

Hacer cuatro observaciones durante una semana.

Elaborar una breve diagnosis de cada una de las especies de hongos identificadas.

## Recomendaciones

Describe la secuencia de hongos que aparecen durante las observaciones, apoyándose en las fotografías.

### Cuestionario

1. ¿Por qué es importante analizar en esta práctica estiércol proveniente de herbívoros?
2. ¿Qué estructuras caracterizan al reino Fungi?
3. ¿Qué tipo de estructuras permiten identificar, a nivel de género, los hongos que se presentaron?
4. ¿Cuál es la fuente de las esporas de los hongos que colonizaron el estiércol?
5. ¿Por qué hay una secuencia en la colonización del estiércol, por parte de los distintos tipos de hongos?

## Referencias

- Aguirre-Acosta, E. y Ulloa, M. (1982). Primer registro en México sobre la sucesión de hongos en el estiércol de vaca. *Boletín Sociedad Mexicana de Micología*, 17,76-88.
- Clements, F. E. (1936). Nature and structure of the climax. *Journal of Ecology*, 24, 252-284.

- Clements, F.E. (1916). *Plant succession: an analysis of the development of vegetation*. Carnegie Institution of Washington, Washington D.C. U.S.A.
- Cowles, H.C. (1901). The physiographic ecology of Chicago and vicinity: a study of the origin, development and classification of plant societies. *Botanical Gazette*, 31, 73-108.
- Herrera, T. y Ulloa, M. (1990) *El reino de los hongos*. Fondo de Cultura Económica-UNAM, Ciudad de México.
- Lindeman, R.L. (1942). The trophic-dynamic aspect of ecology. *Ecology*, 23, 399-418.
- Margalef, R. (1968). *Perspectives in ecological theory*. University of Chicago Press. Chicago Illinois, U.S.A.
- Mata, G. y Salmones, D. (2007). Los hongos silenciosos y pacientes degradadores de materia orgánica. En: R.R. Zulueta, A.D. Trejo, y L.A. Trigos. *El maravilloso mundo de los hongos* (pp. 109-116). Universidad Veracruzana. México.
- Richardson, M.J. (2008). Records of coprophilous fungi from the Lesser Antilles and Puerto Rico. *Caribbean Journal Science*, 44(2), 206–214.
- Webster, J. y Weber, R.W.S. (2009). *Introduction to Fungi*. Cambridge. New York. U.S.A.

# Práctica 16

## Conteo y diversidad de esporas de hongos micorrízicos arbusculares

**Juan Carlos Peña Becerril**

*jczbio@ciencias.unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza,  
Facultad de Ciencias,  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

Existen múltiples beneficios en la relación mutualista que se forma entre las plantas con los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) (del *Phylum* Glomeromycota) para formar la micorriza de tipo arbuscular (Smith y Read, 2008). En esta relación las plantas proveen a los hongos de productos ricos en carbono derivados de la fotosíntesis, mientras que el hongo aporta a la planta elementos nutrimentales necesarios para su crecimiento y desarrollo (como el nitrógeno y el fósforo), mismos que se encuentran en el suelo de una forma no disponible o bien, de poco acceso para el sistema radical de la planta (Souza, 2015).

Los HMA tienen la capacidad de desarrollar estructuras tanto dentro de las raíces (intrarradicales) como fuera de ellas (extrarradicales) como las hifas y esporas. En el suelo, las hifas de los hongos recorren el suelo y su crecimiento y dirección es determinada por factores del suelo y por los exudados radicales. Las esporas son estructuras esféricas, asexuales y se consideran importantes para la reproducción y supervivencia ante condiciones estresantes del ambiente; la morfología de las esporas varía entre las especies de HMA (tamaño, ornamentación de las paredes, colores, entre otros), por lo que es una herramienta importante para identificarlos a nivel de especie y realizar estudios de la comunidad de estos hongos en el suelo (Souza, 2015; Pagano et al., 2016).

En ecología, para evaluar de manera numérica la diversidad de especies de una comunidad existen diferentes herramientas, entre ellas están los índices de diversidad que consideran las abundancias relativas de las especies para su cálculo (Moreno, 2001).

## Objetivo

Evaluar la diversidad de hongos formadores de la micorriza arbuscular a través del conteo de esporas en el suelo.

## Material

### Colecta de suelo

- Palita de jardinero.
- Bolsas de polipapel de 20 x 30 cm (una para cada muestra a coleccionar).
- Marcador indeleble.
- Masking tape.

### Laboratorio

- Recipiente de plástico de 20 L.
- Tubos de plástico para centrifuga de 15 ó 50 mL.
- Una gradilla.
- Una pipeta de 5 mL.
- Una pipeta de 10 mL.
- Cuatro vasos de precipitados de 100 mL.
- Dos vasos de precipitados de 1000 mL.
- Una piseta de 250 mL.
- Una varilla de vidrio de 10 mm de grosor (o espátula para agitar).
- Juego de tamices de 18 cm de ancho con las siguientes aperturas de malla:
  - 2 mm.
  - 400  $\mu\text{m}$ .
  - 100  $\mu\text{m}$ .
  - 44  $\mu\text{m}$ .
- Un tamiz de 1 cm de diámetro de 40  $\mu\text{m}$  de apertura de malla.
- Dos cajas de Petri (de 12 cm de diámetro) con compartimentos (marcas) de 1 x 1 cm.
- Agujas de disección.
- Porta objetos.
- Cubreobjetos.

## **Equipo**

- Una estufa.
- Una balanza granataria.
- Un agitador magnético.
- Una parrilla de agitación.
- Una centrífuga.
- Un microscopio estereoscópico.

## **Reactivos**

- 500 mL de solución de sacarosa al 40%
- 50 mL de PVLG (almacenar en un frasco gotero).
- 25 mL de agua destilada.
- 25 mL de ácido láctico.
- 2.5 mL de glicerol.
- g de alcohol polivinílico (PVA).

## **Procedimiento**

### **Colecta de suelo**

De dos sitios previamente determinados, de los cuales se quiere conocer la comunidad de hongos micorrízicos arbusculares, tomar 10 muestras de suelo hasta juntar una mezcla compuesta de 500 g de cada sitio. Esto se puede realizar para conocer, por ejemplo, las esporas presentes en las inmediaciones de dos especies vegetales; para ello se requerirán muestras del suelo circundante de 5 plantas de la misma especie hasta juntar 500 g de cada una. La mezcla compuesta debe de mantenerse en la bolsa de polietileno debidamente etiquetada. En el transporte se debe de evitar estar sometida a los rayos directos del sol y a temperaturas elevadas.

En laboratorio, ambas muestras de suelo deben de ser tamizadas con un tamiz cuya apertura de malla sea de 2 mm y quitar hojas, raíces, piedras, etc. Si el material no es procesado, deberá de refrigerarse a 4 °C.

### **Laboratorio**

#### **Extracción de esporas (Modificado de Brundrett *et al.*, 1996)**

Cada muestra compuesta de suelo debe de estar bien mezclada. De cada muestra de suelo, tomar dos submuestras de 100 gramos de suelo y colocar cada una en los vasos de precipitados de 100 mL; posteriormente colocar los vasos en una estufa a 105 °C



durante 72 horas y pesar cada 24 horas hasta alcanzar peso constante y registrar el peso final (Robertson, 1999). De esta manera se podrá conocer el número de esporas por 100 gramos de suelo seco.

De cada muestra compuesta, pesar 100 gramos de suelo y colocarla en el vaso de precipitados de 1000 mL y agregar agua corriente hasta humedecer completamente el suelo y mezclar (con ayuda de la parrilla de agitación).

En el recipiente de plástico de 20 L, preparar los tamices de apertura de 400  $\mu\text{m}$ , 100  $\mu\text{m}$  y 44  $\mu\text{m}$  en este orden de arriba abajo y verter el suelo. Recuperar el contenido del último tamiz (44  $\mu\text{m}$ ) y colocarlo en los cuatro tubos de ensaye. El contenido del recipiente de plástico verterlo en una jardinera o área verde.

Si son tubos de 50 mL, adicionar agua hasta los 40 mL para equilibrarlos. Si los tubos son de 15 mL agregar agua hasta 12 mL. Es importante que el peso de cada tubo sea igual, en su defecto homogenizar agregando agua con una piseta.

Centrifugar a 3500 r.p.m. por cuatro minutos y medio. Eliminar el sobrenadante de los tubos y agregar la solución de sacarosa al 40% y agitar la muestra con ayuda de la varilla de vidrio. Igualmente revisar que los pesos de los tubos sean iguales.

Volver a centrifugar a 3500 r.p.m. por un minuto y medio. Pasar el sobrenadante por el tamiz de 40  $\mu\text{m}$  y con la ayuda de la piseta enjuagar (cuidadosamente) con abundante agua.

Con ayuda de la piseta vaciar la muestra a una caja de Petri. Revisar en el microscopio estereoscópico y separar las esporas con ayuda de agujas de disección.

### **Montaje de esporas (Modificado de Koske y Tessier, 1983 y Brundrett, 1996)**

Separar las esporas según sus rasgos morfológicos, como color y tamaño. Cada variante será una morfoespecie (conjunto de individuos morfológicamente similares).

Cada morfoespecie deberá colocarse en un portaobjetos (debidamente etiquetado) con PVLG en líneas paralelas al ancho del portaobjetos.

Finalmente colocar un cubreobjetos aplicar una ligera presión.

Las preparaciones deben secarse a temperatura ambiente por 5 días, o bien en una estufa a 60°C por 48 horas antes de ser observadas al microscopio estereoscópico.

Registrar las morfoespecies en una hoja de datos en la que se incluya las características de cada una de ellas, así como el número de esporas encontradas. Contar sólo aquellas esporas que se vean completas y con relleno en su interior (lípidos).

## Análisis de los datos

Expresar los resultados en número de esporas por 100 g de suelo seco.

Calcular el número total de esporas de cada muestra por 100 g de suelo (seco).

Para cada muestra calcular el índice de diversidad de Shannon-Wiener según la siguiente fórmula:

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \cdot \ln(p_i)$$

Donde:

$p_i$  = abundancia relativa de esporas de cada morfoespecie y

$\ln(p_i)$  = logaritmo natural de la abundancia relativa de esporas de cada morfoespecie.

Generar una gráfica de las morfoespecies encontradas respecto a la abundancia de esporas promedio en términos del número de esporas/100 g de suelo. Dicha gráfica debe de presentarse de manera ordenada, de la morfoespecie con mayor número de esporas a la menor. Discutir los resultados en términos del número de morfoespecies encontradas, así como del valor obtenido del índice de diversidad. Explicar el patrón obtenido del número de esporas para cada una de las morfoespecies encontradas.

## Cuestionario

1. ¿Cuál es la diferencia entre riqueza y diversidad de especies?
2. ¿Qué es la diversidad alfa, beta y gamma?
3. ¿Qué son los índices de diversidad?
4. ¿Qué variables son necesarias para calcular los índices de diversidad?
5. ¿Cuál es la diferencia entre el índice de diversidad de especies de Shannon-Wiener y el índice de diversidad de Simpson?
6. ¿Qué otras herramientas ecológicas existen para evaluar la diversidad de especies de una comunidad?

## Referencias

- Brundrett M., Bougher, B., Dell, B., Grove, T. y Malajczuk, N. (1996). *Working with mycorrhizas in forestry and agriculture*. ACIAR Monografía 32. Canberra, Australia.
- Hernández-Cuevas, L.V, Guadarrama-Chávez, P., Sánchez-Gallén, I. y Ramos-Zapata, J. (2008). Micorriza arbuscular. Colonización intrarradical y extracción de esporas del suelo. En: J. Álvarez-Sánchez, J. y A. Monroy-Ata (compiladores). *Técnicas de estudio de las asociaciones micorrízicas y sus implicaciones en la restauración* (pp. 1-15). Las prensas de Ciencias. Facultad de Ciencias, UNAM. México.
- Koske, A. y Tessier, B. (1983). A convenient, permanent slide mounting medium. *Mycological Society*, 46, 234-244.
- Moreno, C.E. (2001). *Métodos para medir la biodiversidad*. M&T–Manuales y Tesis SEA, vol. 1. Zaragoza.
- Pagano, M. C., Oehl, F., Silva, G. A., Maia, L. C., Silva, D.K. y Cabello, M.N. (2016). Chapter 2. Advances in Arbuscular Mycorrhizal Taxonomy. En: M.C. Pagano (ed.). *Recent Advances on Mycorrhizal Fungi* (pp. 15-21). Springer International Publishing Switzerland. Suiza.
- Robertson, P.G., Coleman, D.C., Bledsoe, C.S. y Sollins, P. (eds). (1999). *Standard Soil Methods for Long-Term Ecological Research*. LTER, Oxford University Press, Estados Unidos.
- Smith, S.E. y Read, D.J. (2008). *Mycorrhizal symbiosis*. Academic, San Diego.
- Souza, T. (2015). *Handbook of Arbuscular Mycorrhizal Fungi*. Springer International Publishing Switzerland. Suiza.

## ANEXO. ANÁLISIS EN R

### PRÁCTICA 16. Conteo y diversidad de esporas de hongos formadores de la micorriza tipo arbuscular

Ordenar los datos obtenidos según la siguiente tabla de Excel (incluir el número de esporas de cada morfoespecie registrada):

	A	B	C	D	E	F	G	H	I
1	Muestra	Morfo1	Morfo2	Morfo3	Morfo4	Morfo5	Morfo6	Morfo7	Morfo
2	1								
3	2								
4									
5									
6									
7									
8									
9									

La tabla de Excel debe de guardarse en formato .csv (delimitado por comas).

En el programa R, se debe de instalar el paquete “BiodiversityR” y “vegan”. Para ello se pueden utilizar los siguientes comandos:

```
> install.packages("vegan", repos="http://r-forge.r-project.org")
> install.packages("BiodiversityR", dependencies=T)
```

Una vez instalado, cargar los paquetes:

```
> library(vegan)
> library("BiodiversityR")
```

#Se fija un directorio de trabajo

```
> setwd("C:/Users/Dirección completa de la carpeta donde está el archivo en Excel")
```

#Se genera un objeto para leer el archivo de Excel en formato.csv

```
> Nombre_del_objeto<-read.csv("Nombre_del_archivo.csv", header = T, row.names = 1)
```

#Para ver los datos ingresar el nombre que se le dio al objeto  
 > *Nombre\_del\_objeto*

#Para conocer Total de especies de cada muestra.  
 specnumber(*Nombre\_del\_objeto*)

#Para conocer Total de individuos de cada muestra.  
 rowSums(*Nombre\_del\_objeto*)

#Para calcular el índice de Shannon de cada muestra.  
 > diversity(*Nombre\_del\_objeto*)

#Realizar una tabla de análisis de la especie (morfoespecie) más abundante a la menos abundante.  
 > rankabundance(*Nombre\_del\_objeto*)

#Graficar las abundancias.  
 > plot(rankabundance(*Nombre\_del\_objeto*), xlab= "Especie", ylab= "Número de individuos")

# Práctica 17

## Colonización intrarradical por hongos micorrízicos arbusculares

**Juan Carlos Peña Becerril**

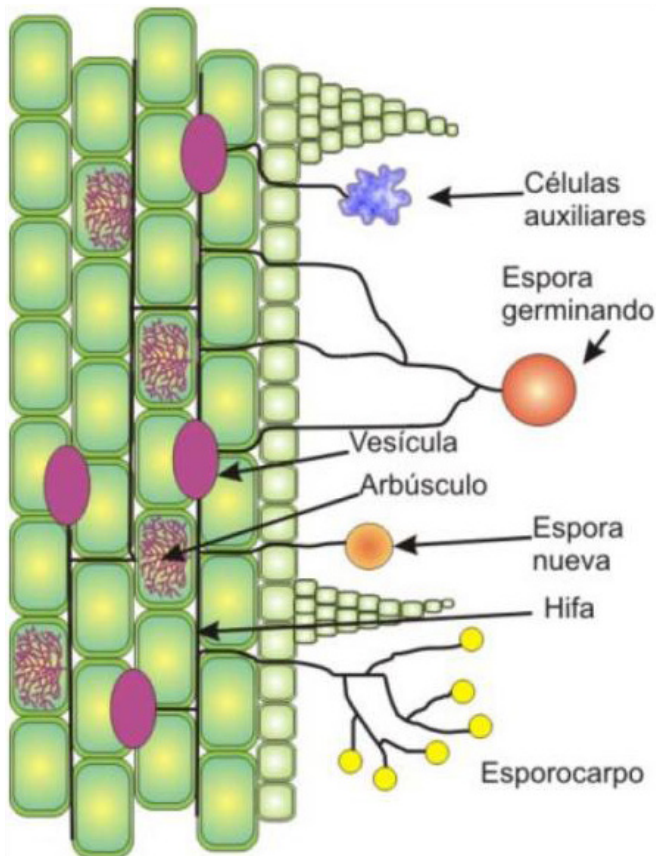
*jczbio@ciencias.unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza,  
Facultad de Ciencias,  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

Una de las interacciones importantes para mantener la funcionalidad y estabilidad de los ecosistemas son los mutualismos, definidos como la asociación cercana entre dos especies en la cual ambas se ven beneficiadas (Krebs, 2008). En los ecosistemas existe una diversidad de maneras en cómo se presenta tal asociación, y más que una simple relación entre dos especies se crea una red compleja de interacciones mutualistas entre las especies (Thompson, 2007), por ejemplo, en la polinización, la dispersión de semillas, en las asociaciones micorrícicas, entre otras (Bascombe *et al.*, 2006). La asociación micorrícica más extendida en los ecosistemas es la de tipo arbuscular, donde participan los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) pertenecientes al *Phylum Glomeromycota* (Souza, 2015). Estos hongos son ampliamente reconocidos por los efectos benéficos para las plantas que se refleja en el crecimiento, la reproducción y en la supervivencia, sin embargo, también generan otros beneficios, ya que forman asociaciones con comunidades bacterianas en la rizósfera y en la hifósfera, favorecen y mantienen la diversidad de las comunidades vegetales, participan en la formación de agregados del suelo y forman parte de los ciclos biogeoquímicos, como por ejemplo en el del carbono (van der Heijden *et al.*, 1998; Rillig, 2004; Artursson *et al.*, 2005; Rillig y Mummy, 2006). Una manera de estudiar la relación existente entre las plantas y los hongos es a través del grado de colonización radical por parte del hongo. Si bien no

hay una relación proporcional entre el grado de colonización con la respuesta benéfica por parte de la planta, estudiar la relación a través de la colonización da respuestas de la dinámica colonizadora de estos hongos ante diferentes factores, como el nivel de especificidad entre las especies interactuantes (planta-hongo), la temporada de evaluación (lluvias o secas), disponibilidad de nitrógeno y/o fósforo en el suelo, entre otros factores (Gafur, 2014; Miransi, 2016). Intrarradicalmente, los hongos pueden generar algunas estructuras como hifas, arbuscúlos, ovillos vesículas e incluso esporas (Souza, 2015) (Figura 1):



**Figura 1.** Estructuras intrarradicales y extrarradicales de la micorriza de tipo arbuscular (Fuente: imagen elaborada por Mariano García Díaz y reportada en: De-la-Rosa-Mera y Monroy-Ata, 2006).

**Hifa (intrarradical):** Es la estructura de exploración y de transporte de elementos dentro de la raíz.

**Arbúsculos:** Estructuras de intercambio entre las células de las plantas con los hongos (colonización tipo *Arum*).

**Ovillos:** Estructuras de intercambio entre las células de las plantas con los hongos (colonización tipo *Paris*).

**Vesículas:** Estructuras de almacenamiento de lípidos y glucógeno.

**Esporas:** Estructuras para la reproducción asexual y de resistencia ante eventos estresantes.

## Objetivo

Evaluar la colonización intrarradical de los hongos formadores de la micorriza arbuscular en dos especies vegetales.

## Material

### Colecta de raíces

- Palita de jardinero.
- Tijeras para podar o navaja.
- 10 bolsas de polietileno de 10 x 15 cm (una para cada muestra a coleccionar).
- Marcador indeleble.
- Masking tapes.

### Laboratorio

- Par de guantes de látex
- Tamiz o coladera de 0.5 de apertura de malla.
- 10 cajas de inclusión histológica (ó 10 vasos de precipitados de 100 mL).
- Un vaso de precipitados de 1000 mL.
- Una piseta de 500 mL.
- Dos cajas de Petri de 12 cm de diámetro.
- Cuatro Agujas de disección.
- Una navaja para rastrillo o cutter.
- Portaobjetos.



- Cubre objetos.
- Un marcador indeleble punto fino.

### Equipo

- Baño María.
- Microscopio.
- Balanza analítica.

### Reactivos

- Hidróxido de potasio al 10% (KOH).
- Ácido clorhídrico al 10% (HCl).
- Agua oxigenada al 10% (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>).
- 500 mL de azul de tripano.
- 125 mL de ácido láctico.
- 125 mL de agua.
- 250 mL de glicerina.
- 0.25 g de azul de tripano<sup>1</sup> (tinta china azul o fucsina ácida).
- 100 mL de lactoglicerol.
- 25 mL de ácido láctico.
- 25 mL de agua.
- 50 mL de glicerina.
- 50 mL de PVLG (almacenar en un frasco gotero).
- 25 mL de agua destilada.
- 25 mL de ácido láctico.
- 2.5 mL de glicerol.
- g de alcohol polivinílico (PVA).

## Procedimiento

### Colecta de raíces

Tomar muestras de raíces de cinco plantas de dos especies vegetales herbáceas o arbustivas. Las raíces deben de ser lo más finas posibles. Sacudir con cuidado para llevar lo menos posible de suelo. Cada muestra de raíz debe de estar en una bolsa independiente y debidamente etiquetada. Al transportar, evitar que las muestras estén sometidas a temperaturas elevadas y a los rayos directos de sol.

---

<sup>1</sup> El azul de tripano es un reactivo considerado cancerígeno, por lo que debe de manipularse usando guantes de látex. Este reactivo puede ser sustituido por tinta china azul o fucsina ácida.

Si no se conoce la identidad de las plantas coleccionar un ejemplar de cada una y prensar para su posterior identificación.

Si al llegar al laboratorio el material no es procesado, deberá de secarse a temperatura ambiente y guardarlas en bolsas de papel estraza (independientes) debidamente etiquetadas.

## **Laboratorio**

### **Tinción de raíces (modificado de Phillips y Hayman, 1970)**

Para cada una de las muestras de raíces, lavarlas con agua corriente. Tomar raíces más finas (diámetro menor a 2 mm) y colocarlas en una caja histológica debidamente etiquetada (con lápiz). Si no se cuenta con las cajas histológicas, colocarlas en los vasos de precipitados de 100 ml.

Colocar las cajas en el vaso de precipitados de 1000 ml con KOH al 10% y calentar a baño María de 15 a 30 minutos. En dado caso que las raíces se encuentren muy lignificadas ampliar el tiempo en KOH de 30 a 40 minutos, enjuagar con suficiente agua y repetir el procedimiento en KOH; las raíces deben de quedar blandas (blanquecinas o transparentes). Una vez terminado este procedimiento, lavar con agua corriente.

Adicionar el agua oxigenada ( $H_2O_2$ ) al 10% de 3 a 5 minutos a baño María. Una vez terminado volver a enjuagar con agua corriente.

Agregar el HCl al 10% por 10 minutos y escurrir sin enjuagar las raíces. Agregar la solución de azul de tripano (al 0.05%) y calentar a baño María por 30 a 40 minutos.

Con cuidado recuperar el colorante, ya que puede ser reutilizado. Enjuagar las raíces con agua corriente. Guardarlas en lactoglicerol hasta su revisión.

### **Montaje de raíces**

Cada muestra de raíz colocarla en la caja de Petri con un poco de agua o lactoglicerol; con ayuda de una navaja para rasurar (o cutter) y agujas de disección cortar 20 segmentos de 2 cm de largo y colocarlos en un portaobjetos con PVLG. Una vez que se tengan los 20 segmentos esperar de uno a dos minutos y con cuidado cubrirlas con el cubreobjetos evitando que se muevan y evitando la producción de burbujas. Con una goma hacer una ligera presión para aplanar las raíces sin romperlas.

Cada portaobjetos debe de estar debidamente etiquetado.

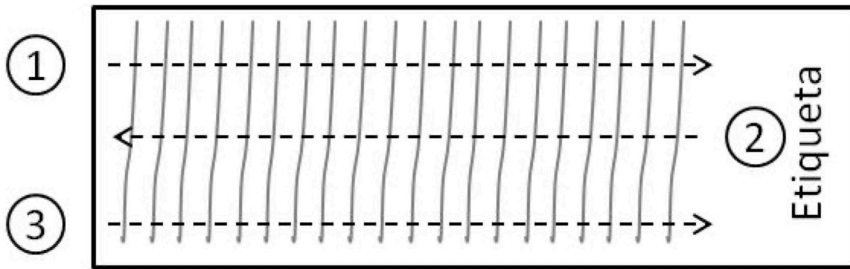
Secar las preparaciones a temperatura ambiente o a 60°C por 24 horas.

### Observación al microscopio y conteo de la colonización (modificado de McGonigle *et al.*, 1990)

Para realizar las observaciones al microscopio, utilizar el lente objetivo de 40X.

Iniciar la lectura por uno de los extremos de la preparación, en uno de los extremos de la primera raíz. A partir de ahí mover la preparación de manera horizontal sobre una línea hacia los demás segmentos de la raíz (Figura 2). Al llegar al último segmento, posicionar el lente objetivo en medio del segmento de raíz y de la misma manera mover la preparación de manera horizontal para observar los demás segmentos. Una vez que se llegue al último segmento, colocar el lente objetivo en el extremo final y repetir el movimiento de la preparación hasta observar los demás segmentos radicales (figura 2).

Al final se tendrán 60 observaciones.



**Figura 2. Observación de la preparación al microscopio.**

En una tabla de datos, anotar si en cada observación se observó alguna estructura intrarradical de los hongos (hifas, arbuscúlos, ovillos, vesículas y/o esporas) (Figura 1 y 3). En la tabla de registro se anotará si se presentó alguna de las estructuras con el número 1 (presencia) independiente mente del número de ellas, por ejemplo, si en una observación se contabilizaron más un arbuscúlo, en la casilla correspondiente se anotará únicamente el número 1. En la sección de la colonización total (C.T.) igualmente se anotará el número 1 (presencia) si en la observación se registró cualquiera de las estructuras (Figura 3).

Observación Estructura	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
Hifas														
Arbúsculos														
Ovillos														
Vesículas														
Esporas														
C.T.														

**Figura 3. Formato de la tabla para registrar las observaciones por estructuras de HMA en el microscopio.**

Para estimar el porcentaje de colonización para cada una de las estructuras y para la C.T., se utilizará la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje de colonización} = \frac{\text{Número de campos colonizados}}{\text{Número total de campos observados}} \times 100$$

### Análisis de los datos

Obtener porcentajes de colonización promedio de cada estructura y de la C.T. de cada especie. Comparar estadísticamente los porcentajes de colonización entre las especies con la prueba de *t de Student*. Graficar los resultados obtenidos.

### Cuestionario

1. ¿Qué son las interacciones ecológicas y cuáles son?
2. ¿Cómo se define el mutualismo y qué tipos de relaciones mutualistas existen?
3. ¿Qué son las redes mutualistas? ¿Cuál es su estructura?
4. ¿Cuáles son los diferentes tipos de asociaciones micorrízicas?
5. Realiza un cuadro comparativo entre la asociación ectomicorrízica y la micorriza arbuscular.
6. ¿Cuál es la importancia evolutiva del mutualismo planta-hongos micorrízicos?

## Referencias

- Artursson, V., Finlay, R.D. y Jansson, J.K. (2006). Interactions between arbuscular mycorrhizal fungi and bacteria and their potential for stimulating plant growth. *Environmental microbiology*, 8(1), 1-10.
- Bascompte, J., Jordano, P., Olesen, J.M. (2006). Asymmetric Coevolutionary Networks Facilitate Biodiversity Maintenance. *Science*, 312, 431-433.
- De-la-Rosa-Mera, C. y Monroy-Ata, A. (2006). Mosaicos de vegetación para la restauración ecológica en una zona semiárida. *TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, 9(2), 96-100.
- Gafur, S. (2014). Chapter 3. Contribution of Dynamics of Root Colonisation by Arbuscular Mycorrhizal Communities to Ecosystem Function. En: Z. Solaiman, L.K. Abbott y A. Varma (editores). *Mycorrhizal Fungi: Use in Sustainable Agriculture and Land Restoration, Soil Biology 41* (pp. 33-43). Springer-Verlag Berlin Heidelberg. Berlin.
- Hernández-Cuevas, L.V, Guadarrama-Chávez, P., Sánchez-Gallén, I. y Ramos-Zapata, J. (2008). Micorriza arbuscular. Colonización intrarradical y extracción de esporas del suelo. En: J. Álvarez-Sánchez, J. y A. Monroy-Ata (compiladores). *Técnicas de estudio de las asociaciones micorrízicas y sus implicaciones en la restauración* (pp. 1-15). Las Prensas de Ciencias. Facultad de Ciencias, UNAM.
- Krebs, C.J. (2008). *The ecological world view*. University of California Press.
- McGonigle, T.P., Miller, M.H., Evans, D.G., Fairchild, G.L. y Swan, J.A. (1990). A new method which gives an objective measure of colonization roots by vesicular arbuscular fungi. *New Phytologist*, 115, 495-501.
- Miransi, M. (2016). Chapter 6. Stress and Mycorrhizal Plant. En: M.C. Pagano (Editor). *Recent Advances on Mycorrhizal Fungi, Fungal Biology* (pp. 63-79). Springer International Publishing Switzerland. Suiza.
- Phillips, J.M. y Hayman, D.S. (1970). Improved procedure for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions British Mycological Society*, 55, 158-161.
- Rillig, M.C. (2004). Arbuscular mycorrhizae and terrestrial ecosystem processes. *Ecology Letters*, 7(8), 740-754.
- Rillig, M.C., Mummey, D.L. (2006). Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist*, 171(1), 41-53.
- Souza, T. (2015). *Handbook of Arbuscular Mycorrhizal Fungi*. Spinger International Publishing Switzerland.
- Thompson, J.N. (2007). Mutualistic Webs of Species. *Science*, 312, 372-373.
- van der Heijden, M.G.A., Klironomos, J.N. Ursic, M., Moutoglis, P., Streitwolf-Engel, R., Boller, T., Wiemken, A. y Sanders, I.R. (1998). Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature*, 396, 69-72.

## ANEXO. ANÁLISIS EN R

### PRÁCTICA 17. Colonización intrarradical por hongos micorrízicos arbusculares

Para comparar el porcentaje de colonización de cada estructura seguir los siguientes pasos:

En el programa R capturar los porcentajes observados de colonización, donde el conjunto de datos (“c”) para la especie 1 se llamará “Sp1”, y el conjunto de datos para la especie 2 se llamará Sp2. Cada conjunto de datos tendrá 5 datos (correspondiente a los valores de colonización de cada individuo).

```
> Sp1<-c(a, b, c, d, e)
> Sp2<-c(f, g, h, i, k)
```

Para probar los supuestos para el análisis de *t de Student*, realizar la prueba de normalidad y de homogeneidad de varianzas con la prueba de Shapiro–Wilk y Barlett respectivamente.

Prueba de normalidad para Sp1 y Sp2.

```
> shapiro.test(Sp1)
> shapiro.test(Sp2)
```

Generar un objeto para realizar la prueba de Barlett para comprobar la homogeneidad de varianzas.

```
> Nombre_del_objeto <- data.frame(Sp1=Sp1, Sp2=Sp2)
> bartlett.test(Nombre_del_objeto)
```

En dado caso de que los datos cumplan con la prueba de normalidad y de homogeneidad de varianza, realizar la prueba de t (para datos independientes).

```
> t.test(Sp1,Sp2)
```

En dado caso de que los datos no sean normales y/o presenten homogeneidad de varianzas, transformar los datos (de ambas especies), con logaritmo base 10, raíz cuadrada o con el inverso. Para cada uno de los casos realizar la prueba de normalidad y de homogeneidad.

Logaritmo base 10	Raíz cuadrada	1/x
<code>Sp1_log&lt;-log(Sp1,base=exp(10))</code>	<code>Sp1_r&lt;-sqrt(Sp1)</code>	<code>Sp1_&lt;-(1/Sp1)</code>
<code>Sp2_log&lt;-log(Sp2,base=exp(10))</code>	<code>Sp2_r&lt;-sqrt(Sp2)</code>	<code>Sp2_&lt;-(1/Sp2)</code>

Una vez que se cumplan dichos supuestos volver a realizar la prueba de *t de Student*.

# Práctica 18

## Funcionalidad en biomas

**Arcadio Monroy Ata**

*arcadiom@unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

La geografía vegetal está determinada por la respuesta de las plantas a diferentes patrones energéticos y la distribución éstos es la resultante de condicionantes globales que imponen la temperatura y la disponibilidad de agua (*e. g.* el flujo evapotranspiracional), sobre las formas de vida vegetal. Así, surgen los biomas, los cuales pueden definirse como grandes formaciones bióticas que integran tipos particulares de flora, fauna, hongos y microorganismos. Los biomas son los tipos de comunidad más extensos, en superficie territorial, que se caracterizan por tener una forma de vida vegetal dominante, como pasto, manglares, árboles caducifolios o arbustos espinosos (Tivy, 1993).

Cada bioma está ubicado en una zona climática específica, de acuerdo con los distintos bloques de clima en los que se divide el planeta. La correspondencia biota-clima se desarrolla debido a la selección por factores ambientales, que operan sobre los organismos y debido a la influencia de la biota sobre el bioclima, en su área de distribución geográfica. Cruz y Guerra (2017) publicaron una guía práctica para la descripción de ambientes ribereños, para tener el contexto del trabajo experimental en campo para el registro de datos ecológicos.

El motor del clima en el planeta es el sol y debido al calentamiento global que está ocurriendo en este siglo XXI, es necesario tener claro qué límites de temperatura, precipitación pluvial o flujo evapotranspiracional tienen las especies clave de las



comunidades y los biomas, a fin de prever los patrones de migración o de desplazamiento de especies y de prevenir riesgos ambientales en distintos hábitats de vida silvestre (Dasman, 1981; Zunino y Zullini, 2003).

Por ello, en esta práctica se dibujará un mapa con los distintos biomas del mundo y se determinarán los rangos de parámetros climáticos de cada uno de ellos. Con esto se buscará predecir los posibles desplazamientos de los distintos biomas, bajo la hipótesis de un calentamiento global de unos 5 °C, previsto para fines del siglo XXI.

## **Objetivo**

El alumno elaborará un mapa indicando la distribución geográfica de los biomas terrestres de nuestro planeta y construirá un cuadro con las principales características climáticas y bióticas de cada bioma.

## **Materiales**

Mapamundi, tabla de relación clima-bioma, bibliografía sobre biogeografía y ejemplos de biomas.

## **Procedimiento**

- a) Elaborar un mapa señalando con colores el área de distribución geográfica de los biomas terrestres.
- b) Elaborar un cuadro donde se indiquen los rangos de los parámetros climáticos dentro de los cuales se desarrolla cada uno de los biomas, las formas de vida vegetales dominantes, ejemplos de flora y fauna, el tipo de estacionalidad (4 estaciones, 2 estaciones, lluvias en verano, lluvias en invierno) y datos característicos de cada bioma.
- c) Interpretar el mapa y el cuadro, señalando el origen del patrón climático del planeta y su influencia en la distribución de los biomas terrestres.
- d) Elaborar un mapa con la posible distribución de los biomas, bajo la hipótesis de que en el futuro el planeta se calentará 5 °C, por arriba de la temperatura media anual mundial que se tuvo en el año 2000.

## Cuestionario

1. ¿Por qué hay varias clasificaciones de los biomas?
2. ¿Por qué hay convergencias morfológicas en especies del mismo bioma en distintos continentes?
3. ¿Cuáles son las propiedades emergentes de un bioma?
4. ¿Cuál es el factor determinante de la distribución y abundancia de la vegetación?
5. ¿Cuáles son los biomas acuáticos?
6. ¿Qué factores generan el clima del planeta?
7. ¿Qué bioma está más amenazado por destrucción de hábitat natural?
8. ¿De qué manera afecta el calentamiento global a la biodiversidad de los biomas de clima tropical?

## Referencias

- Dasman, R.F. (1981). *Wildlife Biology*. 2ª Edición. John Wiley and Sons. Nueva York, E.U.A.
- Cruz Flores, G. y Guerra Hernández, E.A. (2017). Guía práctica para la descripción ecológica de ambientes ribereños. En: *Ecosistemas ribereños de montaña: descripción y estudio*. UNAM, FES Zaragoza. Ciudad de México, pp: 147-154.
- Tivy, J. (1993). *Biogeography: a study of plants in the ecosphere*. Tercera edición. Addison Wesley Longman Limited. Essex, Inglaterra.
- Zunino, M. y Zullini, A. (2003). *Biogeografía: la dimensión espacial de la evolución*. Fondo de Cultura Económica. Ciudad de México.



# Práctica 19

## Simbiosis mutualistas

**Arcadio Monroy Ata**

*arcadiom@unam.mx*

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza  
Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

**S**imbiosis significa vida en conjunto y el término se asocia con interacciones positivas o benéficas entre dos organismos de distinta especie. Asimismo, hay dos tipos de simbiosis: la primera es la protocooperación, donde la relación entre las especies que forman la simbiosis es positiva pero no es obligatoria, como el caso de las aves que desparasitan al ganado consumiendo las garrapatas o la anémona que crece en el caparazón de un cangrejo; la segunda es el mutualismo, donde la interacción es positiva para ambas especies y además es obligatoria, como el caso del alga y el hongo que forman en varios tipos de líquenes o el alga *Zooxanthela* que vive asociada a un pólipos para formar los corales.

La simbiosis mutualista ha tenido un gran éxito evolutivo, ya que se unen dos especialidades para el logro de un mismo fin, es decir para incrementar la adecuación de las especies mutualistas. De esta manera numerosas asociaciones mutualistas han prosperado en todo el orbe y se han convertido en dominantes con amplia distribución biogeográfica, como es el caso de la asociación entre hongos micorrizógenos arbusculares y las raíces de la mayor parte de las plantas o la relación entre plantas con flores y polinizadores. En la simbiosis mutualista cada organismo aporta un factor que ayuda al desarrollo de su simbionte y recibe otro a cambio, que a su vez le sirve para su desarrollo propio, lo que hace que la relación sea favorable para ambos.

El Biólogo actual debe comprender que el desarrollo de las relaciones dominantes entre especies, durante el curso de la sucesión ecológica o en una trayectoria filogenético, transita desde la competencia, el neutralismo y la protocooperación hasta el mutualismo. Este conocimiento le permitirá inducir procesos como la restauración ecológica o ver que la evolución biológica tiende a conformar paulatinamente sistemas más complejos y con mayor cantidad de información.

Por ello, esta práctica tiene como objetivo el identificar simbiosis de tipo mutualista, con el fin de señalar los beneficios que obtiene cada una de las especies participantes.

## Objetivo

El alumno identificará ocho simbiosis mutualistas en muestras de organismos que puedan ser analizadas en el laboratorio.

## Material

Muestras de al menos 4 tipos de simbiosis mutualista. Ejemplos: **frutos** en los que las semillas sean dispersadas por un organismo determinado (reportado en la literatura científica), **flores** cuyo polinizador sea específico debido a la forma de la corola y la ubicación de los órganos reproductores del vegetal, **líquenes** diversos, nódulos de bacterias fijadoras de nitrógeno en **raíces de leguminosas** y otros.

Dispositivo electrónico con acceso a Internet donde se pueden ubicar relaciones mutualistas entre termitas y protozoarios, raíces vegetales y hongos micorrízicos, algas y pólipos en corales, bioluminiscencia en peces, hormigas y pulgones, hormigas y árboles tropicales de acacia, sistema digestivo de rumiantes y bacterias, tejidos vegetales y hongos endófitos, orquídeas y polinizadores especializados, murciélagos y flores de cactus, endosimbiosis en protozoarios, organismos multicelulares microscópicos, etc.

## Procedimiento

- Se puede trabajar de manera individual o en equipo.
- Se deberán buscar 4 muestras de simbiosis mutualistas que puedan diseccionarse y observarse al microscopio estereoscópico o compuesto. Tomar fotos de la relación simbiótica.
- Ejemplos de organismos a analizar: líquenes, flores y polinizadores, frutos y dispersores de semillas, nódulos de bacteria fijadoras de nitrógeno, termitas y protozoarios, micorrizas, etc.

- Mediante Internet se pueden ubicar otras 4 simbiosis del tipo: bioluminiscencia bacteriana en peces, flores y polinizadores especializados, frutos y dispersores de semillas específicos, *Euglena* (endosimbiosis), *Volvox* (multicelularidad), estromatolitos, corales vivos, musgo-planta leñosa, hormigas-pulgones, etc.

### Presentación de resultados

Dibujar las interacciones de 8 simbiosis mutualistas e incluir imágenes (fotografías u obtenidas de Internet) de este tipo de relación.

Realizar un diagrama de flujo que describa las interacciones simbióticas, indicando los beneficios que obtiene cada organismo, para cada una de las 8 relaciones mutualistas analizadas.

### Discusión de resultados

Analizar por qué las relaciones mutualistas entre especies tienen ventajas evolutivas sobre el desarrollo de los organismos individualistas, en el curso de la filogenia.

Discutir si es posible establecer relaciones de mutualismos entre individuos de la especie humana y si esto tendría significado evolutivo y listar las conclusiones puntuales derivadas de esta práctica.

### Cuestionario

1. ¿Cuál es la etimología de simbiosis?
2. ¿qué diferencia hay entre protocooperación y mutualismo?
3. ¿Qué postula la teoría endosimbiótica?
4. ¿Por qué las relaciones mutualistas son dominantes en un ecosistema maduro?
5. ¿Qué significado biológico tiene el aumento de grados de libertad de una simbiosis mutualista?
6. ¿Cómo se construye una simbiosis mutualista?
7. ¿Se puede afirmar que la Tierra es producto de una gran simbiosis?
8. ¿El ser humano puede hacer simbiosis mutualistas con sus congéneres?

## Referencias

- Dobson, S.I., Allen, T.F.H., Carpenter, S.R., Ives, A.R., Jeanne, R.L., Kitchell, J.F., Langston, N.E. y Turner, M.G. (1998). *Ecology*. Oxford University Press. Nueva York, E.U.A.
- Krebs, C.J. (1985). *Ecología: Estudio de la distribución y la abundancia*. 4ª Edición. Harla. Harper & Row Latinoamericana. Ciudad de México.
- Lovelock, J. (1991). *Healing Gaia: Practical Medicine for the Planet*. Harmony Books. Nueva York, E.U.A.
- Margalef, R. (1968). *Perspectives in Ecological Theory*. The University of Chicago Press. Chicago, E.U.A.
- Nebel, B.J. y Wright, R.T. (1998). *Environmental Science: the way the world works*. 6ª Edición. Prentice Hall. New Jersey, E.U.A.
- Odum, E.P. (1997). *Ecology: a bridge between science and society*. Sinauer Associates, Inc. Publishers. Massachusetts, E. U.A.
- Pianka, E.R. (2000). *Evolutionary Ecology*. 6ª Edición, Addison Wesley Longman, Inc. San Francisco, California, E.U.A.
- Stiling, P.D. (1992). *Introductory Ecology*. Prentice Hall. New Jersey, E.U.A.

# Práctica 20

## El huerto biointensivo

**María Socorro Orozco-Almanza**

*mariaorozco\_2009@hotmail.com*

**Roberto Ramos-González**

*roberto0804@live.com.mx*

**María de Jesús Rojas-Cortés**

*madejeroco@hotmail.com*

Centro de Capacitación en Agricultura

Urbana Ecológica “Chimalxochipan”

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza

Universidad Nacional Autónoma de México

### Introducción

**N**uestro planeta es un perfecto ejemplo de coevolución entre seres vivos y el medio abiótico. Los estudios de ecología global han mostrado que hoy, debido a la magnitud de la influencia e impactos de la actividad humana sobre la Tierra, esta coevolución asume otras dimensiones. Incluso, Vitousek *et al.* (1997) y otros ecólogos, hablan de una dominación humana del globo terráqueo en la era actual: el Antropoceno. En esta perspectiva, la conservación de la naturaleza no puede pensarse como el mantenimiento de grandes extensiones del planeta en un estado prístino. Al contrario, ahora toda la naturaleza está de algún modo manejada, sea por estar sujeta al aprovechamiento directo del ser humano para obtener diversos recursos económicos o servicios ecológicos, o bien por los impactos indirectos de la actividad antrópica. De allí la necesidad de garantizar un manejo sustentable (Masera, 2006).

El “Cultivo biointensivo” es una de varias propuestas en pro de la sustentabilidad, ya que es un método de agricultura ecológica a pequeña escala enfocado al autoconsumo y a la mini-comercialización. Aprovecha la naturaleza para obtener altos rendimientos de



producción en poco espacio con un bajo consumo de agua, utilizando semillas criollas y solamente unos pocos fertilizantes orgánicos (Jeavons, 2002).

En este sistema la familia lleva a cabo una producción no especializada, donde utilizan los componentes bióticos y no bióticos del ecosistema para complementar su alimentación, su salud e ingreso. En las camas de este tipo de cultivo se producen principalmente hortalizas para alimento de la familia, y en menor frecuencia se encuentran plantas medicinales y plantas ornamentales (Claros *et al.*, 2010).

El método biointensivo se desarrolló utilizando como patrón los propios procesos de crecimiento biológico de la naturaleza que aprovechan al máximo los espacios y recursos, además de los conocimientos milenarios de distintas culturas alrededor del mundo que utilizaron enfoques similares para la producción de alimentos (Jeavons, 2002); este método de cultivo se basa en una serie de principios que aseguran un correcto uso de los recursos naturales permitiendo así la preservación de los mismos para futuras generaciones (Zopolo *et al.*, 2008).

Es importante indicar que en este método se practica en poco espacio, con una diversificación y asociación de cultivos, además, es un ciclo donde todo lo que sale se incorpora nuevamente al suelo. Es una metodología sostenible de autoconsumo familiar donde, además, se evita la utilización de productos químicos, ya que se utiliza el manejo integral de plagas, desde la parte preventiva hasta la correctiva (Rincón, 2009).

En el país, en la última década, el sistema de producción agrícola biointensivo ha sido considerado en programas gubernamentales, federales y estatales, como clave para buscar el desarrollo de los productores(as) campesinos(as) e incluso población urbana y periurbana.

## **Objetivo general**

Diseñar y construir un huerto biointensivo.

## **Objetivos particulares**

- Conocer los principios que componen el método biointensivo.
- Conocer los criterios de selección de especies hortícolas que permitan la coexistencia y eviten la competencia en la misma cama de cultivo.

### Materiales

- Parcela de 1.20 a 1.50 m por 6 a 10 m de largo por 60 cm de profundidad.
- Cordel o rafia para delimitar la cama.
- 4 estacas de madera de 1.5 m.
- Un tablón de 1 m de ancho por 30 cm de largo.
- Una pala plana.
- Un biello de jardinería.
- 6 botes de 20 L.
- Materia orgánica (MO) (permitida: remanente de la cocina como frutas, verduras, pan, tortilla; no permitida: guisados, carne, huesos). La cantidad dependerá de las dimensiones de la parcela, por cada tramo de 30 cm de largo por 1.20 o 1.50 m que tenga la cama se necesitan 5 kg de MO.
- Cascarán de huevo molido lo más fino posible: 50 g/0.30 m<sup>2</sup>.
- Harina de rocas (opcional): roca fosfórica, dolomita o zeolita 10 g/m<sup>2</sup>.
- Composta: 3 kg/m<sup>2</sup>.
- Semillas de plantas ricas en carbohidratos (maíz, sorgo, trigo, avena, centeno, caña de azúcar).
- Semillas de plantas ricas en calorías (rábano, zanahoria, betabel, jícama, camote, papa).
- Semillas de plantas ricas en vitaminas y minerales (lechuga, acelga, espinaca, kale o col rizada, arúgula, escarola, col).
- Triángulos de madera de 20, 30 y 40 cm de lado.
- Turba (4 kg).
- Toma de agua cercana para realizar el riego.

### Procedimiento

#### 1. Delimitar el terreno

Delimitar el terreno con estacas y cordel o rafia para establecer la cama de cultivo, se recomienda un área mínima de 6 m<sup>2</sup> y máxima de 20 m<sup>2</sup> para practicar adecuadamente los principios del método (Figura 1).



**Figura 1. Delimitación del huerto biointensivo.**

## 2. Doble excavación o preparación profunda del suelo

La doble excavación es una técnica que facilita la preparación del suelo a 60 centímetros de profundidad, y da a las plantas la oportunidad de un mayor desarrollo radical y aéreo, sin el gasto extra de energía para perforar el suelo que en cambio usan para nutrirse y crecer, con mayor resistencia a los insectos y plagas.

La técnica está diseñada para lograr el máximo desempeño con el mínimo esfuerzo, bajo el siguiente procedimiento:

- a) Trazar la cama y dejar estacas permanentes en sus cuatro esquinas; si el terreno está seco y/o arcilloso, remojar el tiempo necesario para humedecerlo y facilitar la excavación.
- b) Para realizar la doble excavación, poner sobre la parcela un tablón de 30 cm de ancho por 1.20 ó 1.50 cm de largo, dependiendo de las dimensiones de la cama, y colocarlo a 30 cm del inicio de la parcela (Figura 2), subirse sobre el tablón, ya que en ningún momento se debe pisar la cama.



**Figura 2.- Excavación de la cama, trabajo sobre una tabla.**

- c) Iniciar cavando en un lado de la cama una zanja de su ancho (el cual no debe exceder de 1.20 m), por 30 centímetros de largo y 30 centímetros de profundidad, sacar la tierra y colocarla en cubetas (Figura 3).



**Figura 3.** La tierra superior de la primera zanja se coloca en botes o cubetas.

- d) Al llegar a los primeros 30 cm de profundidad, con el bieldo aflojar los siguientes 30 cm de tierra, es decir ya se alcanzaron en este momento 60 cm de profundidad (Figura 4).



**Figura 4.** Aflojando con un bieldo la capa de suelo localizada entre 30 y 60 cm de profundidad.

- e) Si la tierra es muy pobre en materia orgánica, poner sobre la tierra aflojada 5 kg de estiércol, composta, o materia orgánica (residuos de frutas y verduras partidas en fragmentos pequeños), y posteriormente humedecer el fondo de la zanja (Figura 5).



**Figura 5. Enrichiendo la cama con materia orgánica.**

- f) Mover el tablón otros 30 cm sobre la cama para comenzar la excavación de la segunda zanja, sacar la tierra de los primeros 30 cm de profundidad y colocarla sobre la primera zanja, de tal manera que quede totalmente cubierta la materia orgánica utilizada (Figura 6).



**Figura 6. Trabajando en la segunda zanja.**

g) Repetir los pasos anteriores hasta terminar la cama (Figura 7).



**Figura 7. Camas o parcelas trabajadas bajo el método biointensivo (invernadero del Centro Chimalxochipan, Campus II de la FES Zaragoza, UNAM).**

h) En la parte superior de la cama ya terminada se pueden agregar si se tienen, 3 kg de composta/m<sup>2</sup> (Figura 8).



**Figura 8. Aplicación de composta como parte final de la preparación de la cama biointensiva.**

- i) Nivelar la cama con un rastrillo una o dos veces para nivelar el sustrato (Figura 9).



**Figura 9. Nivelando la cama con un rastrillo.**

- j) Regar la cama durante dos semanas para permitir la integración de los materiales, antes de realizar la siembra (Figura 10).



**Figura 10. Riego de la cama biointensiva ya terminada y lista para la siembra o trasplante.**



La doble excavación es uno de los pasos más importantes del método biointensivo, equivale a construir los cimientos de la cama de cultivo, incorpora aire al suelo y lo deja “flojo”, ideal para que las raíces de las plantas lo penetren sin mayor esfuerzo.

Aunque puede usarse cualquier herramienta disponible, la pala recta y el bieldo (Figura 11) facilitan mucho el trabajo; una vez que ha sido doblemente excavada la cama, no se vuelve a caminar sobre ella, por eso a este método los irlandeses le conocen como “camas flojas”.



**Figura 11.** Rastrillo, pala recta, bieldo, cinta métrica, estacas, cuerda, martillo.

### **3. Asociación de Cultivos (coexistencia de especies) y siembra o trasplante**

#### **a) Dividir la cama en tres partes**

En el 50% de la cama sembrar algún cultivo que aporte carbono (maíz, trigo, avena, sorgo o centeno), en el 30% de la cama sembrar algún cultivo que aporte carbohidratos (papa, betabel, zanahoria, jícama, camote) y en el 20% restante hortalizas que aportan vitaminas, proteínas y minerales (lechuga, acelga, espinaca, arúgula, escarola, jitomate, pepino, berenjena, entre otros) (Figura 12). En las tres zonas de la parcela, las especies deben corresponder a familias botánicas diferentes para evitar competencia y favorecer la coexistencia (Tabla 1).



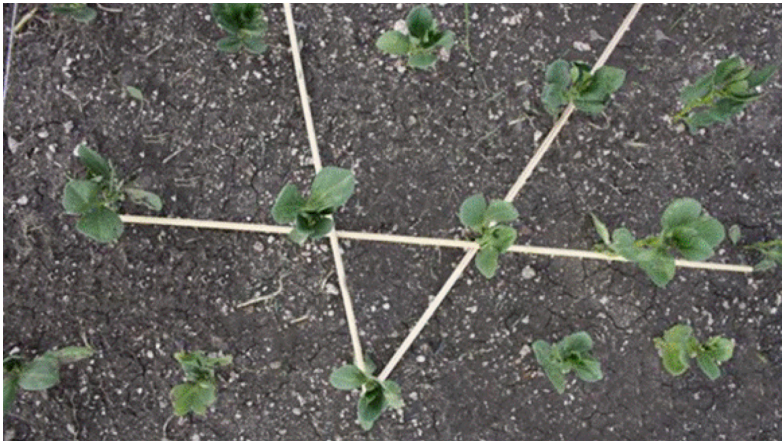
**Figura 12. Distribución de cultivos en la cama.**

**Tabla 1. Familias botánicas de algunas hortalizas.**

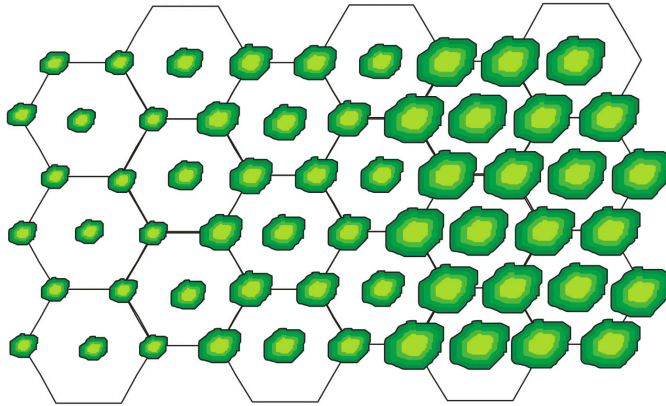
<b>ALLIACEAE (AMARYLLIDACEAE)</b> Ajo Cebolla Cebolla china Poro	<b>APIACEAE (UMBELLIFERAE)</b> Anís Apio Cilantro Eneldo Hinojo Perejil Zanahoria	<b>ASTERACEAE (COMPOSITAE)</b> Alcachofa Manzanilla Lechuga	<b>POACEAE O GRAMINEAE</b> Sorgo Maíz Centeno Trigo
<b>BRASSICACEAE (CRUCIFERAE)</b> Brócoli Coles Coliflor Nabo Mostaza Rabanito	<b>CUCURBITACEAE</b> Calabaza Melón Pepino Sandía	<b>CHENOPODIACEAE</b> Acelga Betabel Espinaca	
<b>FABACEAE (LEGUMINOSEAE)</b> Chícharo Frijol Haba Garbanza Lenteja	<b>LAMIACEAE (LABIATAE)</b> Albahaca Hierbabuena Menta Orégano Romero Tomillo	<b>SOLANACEAE</b> Chile Berenjena Papa Pimiento Tomate	

**b) Siembra o trasplante cercano**

Dependiendo de la especie, se construirá un triángulo con palitos de madera, cuyos lados midan la distancia necesaria para que las hojas de las plantas se toquen cuando sean adultas, sin dejar ningún espacio de la cama descubierto (Figura 13). La disposición de los triángulos formará un hexágono, donde se sembrarán o trasplantarán las semillas y las plantas (Figura 14). La distancia entre planta y planta es específica para cada especie, dependiendo de su cobertura (Tabla 2).



**Figura 13. Siembra cercana.**



**Figura 14. Arreglo espacial de las plantas en un patrón de siembra cercana o a tresbolillo.**

La siembra cercana tiene innumerables ventajas, entre las principales están: 1) se limita la evaporación del agua, 2) la producción es mayor, 3) se limita el crecimiento de hierbas indeseables, 4) se crea un microclima bajo las plantas, 5) se reducen los ataques de insectos y 6) las raíces aprovechan mejor los nutrientes.

**Tabla 2. Distancias de plantación para diferentes hortalizas.**

Cultivo	Distancia (cm)	Cultivo	Distancia (cm)
Maíz	40	Jícama	25
Trigo	30	Lechuga	30
Avena	15	Espinaca	30
Acelga	30	Kale	30
Ajo	7 a 10	Escarola, col	25
Betabel	20	Papa	30
Brócoli	40	Pepino	30
Calabacita	50	Rábano	25
Camote	35	Zanahoria	25
Cebolla	20		

#### **4.- Cosecha de cultivos**

Cuando sea el tiempo de cosecha, los productos podrán ser consumidos (Figuras 15 y 16).



**Figura 15. Cosecha de cultivos, listos para el consumo.**



**Figura 16. El huerto biointensivo es productivo si se trabaja adecuadamente.**

### Precauciones

- La cama biointensiva se debe preparar con doble excavación cada año, por lo que es importante considerar que los cultivos se deben rotar, es decir no se debe cultivar el mismo cultivo en el mismo espacio.
- De preferencia se deben utilizar semillas criollas bien adaptadas a cada lugar, si no se tienen, comenzar con semillas mejoradas disponibles en el mercado y poco a poco producir semillas orgánicas.
- Elaborar con anticipación los abonos orgánicos a utilizar, principalmente composta.
- Sembrar con anterioridad las especies que requieren un desarrollo previo en almácigo.
- Es importante resaltar la importancia del método biointensivo como un método integral a lo cual se debe respetar todos sus principios. Si utiliza algunos de los principios y se olvida de otros, quizá obtenga buenos resultados inicialmente, pero en una o dos temporadas es probable que agote el suelo. Por ejemplo, si usa la siembra cercana en una cama sin la doble excavación, obtendrá plantas débiles y enfermizas. Si hace una cama doble excavada y con siembra cercana, pero sin composta, agotará el suelo rápidamente. El uso de la composta es clave en la sustentabilidad de su huerto. El reto es producir los materiales para la composta en el huerto, sin traerlos de fuera (importarlos).

Cuando los principios del método se usan en conjunto, los resultados son sorprendentes. Se crea un ecosistema equilibrado y sustentable que dará alimentos por años.

### Cuestionario

1. ¿Cómo se define el método biointensivo para la producción de hortalizas?
2. ¿Qué relación tiene la práctica del método biointensivo con procesos naturales que se suceden en un ecosistema como reservorio de materia orgánica y formación de humus, recirculación de nutrientes, diversidad, coexistencia de especies, y estabilidad del sistema?
3. ¿Cuáles son los principios que rigen el método biointensivo?
4. ¿Cómo se realiza la siembra según el método biointensivo y cuáles son sus ventajas?

## Cuestionario

5. ¿Cuál es el propósito de sectorizar la cama en cultivos de carbono, carbohidratos y vitaminas y minerales?
6. ¿Cuál es la relación método biointensivo y la seguridad alimentaria?

## Referencias

- Chacón, S.K. y Solís, R.E. (2011). *Desarrollo de huerta biointensiva en San Alberto de Squirres, Limón, CR. Guía básica de campo para su implementación*. Tesis de Maestría. Gestión de Recursos Naturales y Tecnologías de Producción. Instituto Tecnológico de Costa Rica. Área Académica Agroforestal, Costa Rica.
- Claros, R.J., Chungara, A.A. y Gastón, Z.F. (2010). *Manual de elaboración de productos naturales para la fertilidad de suelos y control de plagas y enfermedades*. Experiencias en la zona biocultural subcentral Waca Playa, Tapacarí. Bolivia.
- Jeavons, J. (2002). *Cultivo biointensivo de alimentos*. Cultive biointensivamente. CESTA, Amigos de la Tierra, San Salvador.
- Masera, O. (2006). La ecología global desde la perspectiva del cambio climático. *Ciencias*, 81(1), 4-15.
- Méndez, R. (2008). *Cultivos orgánicos. Su control biológico en plantas medicinales y aromáticas*. ECOE ediciones, Colombia.
- Pia, F. (2005). *Huerta Orgánica Biointensiva*. Centro de Investigación y Enseñanza en agricultura Sostenible, IFOAM, Patagonia, Argentina.
- Rimache, A.M. (2009). *Biohuertos. Agricultura Ecológica*. StarBook, Madrid, España.
- Rincón, G.F. (2009). *Huertos Biointensivos*. Edición digital. Universidad Veracruzana Intercultural, México.
- Ruíz, F.J.F. (2011). *Ingeniería del compostaje*. Universidad Autónoma de Chapingo, México.
- Seymour, J. (2008). *El agricultor autosuficiente. Guía práctica ilustrada para la vida en el campo*. Blume, España.
- Vitousek, P.M., Mooney, H.A., Lubchenco, J. y Melillo, J.M. (1997). Human Domination of Earth's Ecosystems. *Science*, 277, 494-499.
- Zopolo, R., Faropa, E., Bellenda, B. y García, M. (2008). *Alimentos en la Huerta. Guía para la producción y el consumo saludable*. Montevideo, INIA-OPS, Uruguay.

# Ecología experimental en el laboratorio

**Arcadio Monroy-Ata • Juan Carlos Peña Becerril**  
**EDITORES**

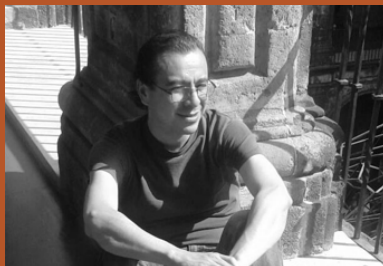


## Arcadio Monroy-Ata

Arcadio Monroy Ata nació en la Ciudad de México; es Biólogo (1983) egresado de la entonces Escuela Nacional de Estudios Profesionales Zaragoza de la UNAM, obteniendo la medalla “Gabino Barreda”. Tiene un diplomado en Estudios a Profundidad (DEA) en Ecología (1985) y un doctorado en Fisiología, Biología de los Organismos y de las Poblaciones (1989), ambos por la Universidad de Ciencias y Técnicas de Languedoc (Montpellier II), Francia. Desde 1989 realiza estudios sobre ecofisiología de la simbiosis micorrízica en el Valle del Mezquital, estado de Hidalgo. Asimismo, es el responsable de la Unidad de Investigación en Ecología Vegetal y profesor titular “A” de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM.

## Juan Carlos Peña Becerril

Egresado de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM. Ganador del primer lugar del “Premio AgroBio México 2003” a la Investigación en Biotecnología Agrícola por su tesis profesional de licenciatura. Maestro en Ciencias por el Posgrado en Ciencias Biológicas (con orientación en Restauración Ecológica) de la UNAM. Becario en el 2010 del Instituto de Ciencia y Tecnología del Distrito Federal. Cuenta con publicaciones nacionales e internacionales en revistas científicas y capítulos de libro en el área de la ecología de la microbiota edáfica y el uso de los recursos naturales. Profesor de Asignatura en la FES-Zaragoza, UNAM, en el Laboratorio de Investigación Formativa V, y en las asignaturas de Recursos Naturales y Ecología I en la Facultad de Ciencias, UNAM.



Facultad de Estudios Superiores Zaragoza,  
Campus I. Av. Guelatao No. 66 Col. Ejército de Oriente,  
Campus II. Batalla 5 de Mayo s/n Esq. Fuerte de Loreto.  
Col. Ejército de Oriente.  
Iztapalapa, C.P. 09230 Ciudad de México.  
Campus III. Ex fábrica de San Manuel s/n,  
Col. San Manuel entre Corregidora y Camino a Zautla,  
San Miguel Contla, Santa Cruz Tlaxcala.

<http://www.zaragoza.unam.mx>

