



Sustentabilidad de la costa Veracruzana:
Conservación y desarrollo



Editores
Patricia Moreno-Casasola B.
Barry G. Warner

Breviario
para describir,
observar y manejar
humedales



Sustentabilidad de la costa Veracruzana:
Conservación y desarrollo



CONVENCIÓN SOBRE LOS HUMEDALES



INSTITUTO DE ECOLOGÍA, A.C.
INECOL



CONANP



Breviario
para describir,
observar y manejar
humedales

Primera edición, 2009

D.R. © por Instituto de Ecología, A.C.
Km 2.5 carretera antigua a Coatepec No. 351
Congregación El Haya, Xalapa 91070, Veracruz, México
RAMSAR, Convención sobre los Humedales
CONANP, Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas
Servicio de Pesca y Vida Silvestre
(US Fish and Wildlife Service) de los EE.UU
Departamento de Estado (US State Department) de los EE.UU



CONVENCIÓN SOBRE LOS HUMEDALES



INSTITUTO DE ECOLOGÍA, A.C.
INECOL

ISBN 978-607-7579-12-0, primera edición

Título: Breviario para describir, observar y manejar humedales
Impreso en México ~ Printed in Mexico

Publicación en línea:

http://www.inecol.edu.mx/inecol/libros/Breviario_Humedales.pdf



CONANP

Forma sugerida para citar este libro:
Moreno-Casasola P. y B. Warner. Eds. 2009. Breviario para describir,
observar y manejar humedales. Serie Costa Sustentable no 1.
RAMSAR, Instituto de Ecología A.C., CONANP, US Fish and Wildlife
Service, US State Department. Xalapa, Ver. México. 406 pp.



Coordinación editorial: Juan Arturo Piña Martínez
Diseño editorial: Iván Flores Hernández
Revisión de estilo: Ana Valderrama
Fotografías de Gerardo Sánchez Vigil
Dibujos de Erasmo Cázares Hernández



D.R. © Ninguna parte de esta publicación, incluyendo el diseño de la cubierta, puede ser reproducida, traducida, almacenada o transmitida en manera alguna ni por ningún medio, ya sea eléctrico, químico, mecánico, óptico de grabación o de fotocopia, sin permiso previo del editor. Párrafos pequeños o figuras aisladas pueden reproducirse, dentro de lo estipulado en la Ley Federal del Derecho de Autor y el Convenio de Berna, o previa autorización por escrito de la editorial.



Sustentabilidad de la costa Veracruzana:
Conservación y desarrollo



Editores
Patricia Moreno-Casasola B.
Barry G. Warner

Breviario
para describir,
observar y manejar
humedales



Breviario
para describir,
observar y manejar
humedales

Directorio de autores

Francisco J. Abarca

Arizona Game and Fish Department
5000 West Carefree Highway, Phoenix, AZ 85086. E.U.
fabarca@azgfd.gov

Claudia Maricusa Agráz Hernández

Centro de Ecología, Pesquerías y Oceanografía del Golfo de México
(EPOMEX). Universidad Autónoma de Campeche. Av. Agustín Melgar
y Juan de la Barrera. Apdo. Post. 520. Campeche, 24030. Campeche.
México. cagraz1@lsu.edu

Gustavo Aguirre León

Instituto de Ecología A.C. km 2.5 Antigua carretera a Coatepec 351,
Congregación El Haya, 91070, Xalapa, Veracruz, México
gustavo.aguirre@inecol.edu.mx

Andrés Alberto Arrocha Arcos

Instituto Tecnológico de Veracruz, Departamento de Química e
Ingeniería Bioquímica, Laboratorio de Ecología, Ingeniería y Ciencias
Ambientales, Av. Miguel Ángel de Quevedo 2779, Col. Formando
Hogar, 91860, Veracruz, Veracruz, México.
a_arrocha@hotmail.es

Carlo Emanuel Bravo Rueda

Instituto Tecnológico de Veracruz, Departamento de Química e Ingeniería Bioquímica, Laboratorio de Ecología, Ingeniería y Ciencias Ambientales, Av. Miguel Ángel de Quevedo 2779, Col. Formando Hogar, 91860, Veracruz, Veracruz, México.
carlo_e_21@hotmail.com

Adolfo Campos Cascaredo

Instituto de Ecología A.C. km 2.5 Antigua carretera a Coatepec 351, Congregación El Haya, 91070, Xalapa, Veracruz, México
adolfo.campos@inecol.edu.mx

Ascención Capistrán Barradas

Instituto de Ecología A.C. km 2.5 Antigua carretera a Coatepec 351, Congregación El Haya, 91070, Xalapa, Veracruz, México
capistran@inecol.edu.mx

Erasmó Cázares Hernández

Instituto de Ecología A.C. km 2.5 Antigua carretera a Coatepec 351, Congregación El Haya, 91070, Xalapa, Veracruz, México
erasmuss2@yahoo.com

Eduardo Cejudo Espinosa

Instituto de Ecología A.C. km 2.5 Antigua carretera a Coatepec 351, Congregación El Haya, 91070, Xalapa, Veracruz, México
eduardo.cejudo@inecol.edu.mx

Erik Fernández Bandala

Instituto Tecnológico de Veracruz, Departamento de Química e Ingeniería Bioquímica, Laboratorio de Ecología, Ingeniería y Ciencias Ambientales, Av. Miguel Ángel de Quevedo 2779, Col. Formando Hogar, 91860, Veracruz, Veracruz, México.
erik_bandala@hotmail.com

Francisco Javier Flores Verdugo

Unidad Académica Mazatlán. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. Universidad Nacional Autónoma de México. Calz. Joel Montes Camarena s/n. Apdo. Post. 811. Mazatlán 82040, Sinaloa. México. verdugo@ola.icmyl.unam.mx

Marco Polo González Arroyo

Instituto Tecnológico de Veracruz, Departamento de Química e Ingeniería Bioquímica, Laboratorio de Ecología, Ingeniería y Ciencias Ambientales, Av. Miguel Ángel de Quevedo 2779, Col. Formando Hogar, 91860, Veracruz, Veracruz, México.
omega_polo197@hotmail.com

Dulce Infante Mata

Instituto de Ecología A.C. km 2.5 Antigua carretera a Coatepec 351, Congregación El Haya, 91070, Xalapa, Veracruz, México
dulce.infante@gmail.com

Fabiola López Barrera

Instituto de Ecología A.C. km 2.5 Antigua carretera a Coatepec 351, Congregación El Haya, 91070, Xalapa, Veracruz, México
fabiola.lopez@inecol.edu.mx

Hugo López Rosas

Universidad del Mar
Campus Puerto Escondido, Instituto de Ecología
Ciudad Universitaria, Carretera Vía Sola de Vega, Puerto Escondido, San Pedro Mixtepec, 71980, Juquila, Oax., México
hugo.lopez@zicatela.umar.mx

José Luis Martínez Castillo

Instituto de Ecología A.C. km 2.5 Antigua carretera a Coatepec 351, Congregación El Haya, 91070, Xalapa, Veracruz, México
luis.martinez@inecol.edu.mx

Patricia Moreno-Casasola B.

Instituto de Ecología A.C. km 2.5 Antigua carretera a Coatepec 351,
Congregación El Haya, 91070, Xalapa, Veracruz, México
patricia.moreno@inecol.edu.mx

Luis Alberto Peralta Peláez

Instituto Tecnológico de Veracruz, Departamento de Química e
Ingeniería Bioquímica, Laboratorio de Ecología, Ingeniería y Ciencias
Ambientales, Av. Miguel Ángel de Quevedo 2779, Col. Formando
Hogar, 91860, Veracruz, Veracruz, México. peralta@itver.edu.mx

Lorena Elisa Sánchez Higuero

Instituto de Ecología A.C. km 2.5 Antigua carretera a Coatepec 351,
Congregación El Haya, 91070, Xalapa, Veracruz, México
lorenaelisa@gmail.com

Rubén Francisco Sosa Oliveros

Instituto Tecnológico de Veracruz, Departamento de Química e
Ingeniería Bioquímica, Laboratorio de Ecología, Ingeniería y Ciencias
Ambientales, Av. Miguel Ángel de Quevedo 2779, Col. Formando
Hogar, 91860, Veracruz, Veracruz, México.
fco47@hotmail.com

Javier Tolome Romero

Instituto de Ecología A.C. km 2.5 Antigua carretera a Coatepec 351,
Congregación El Haya, 91070, Xalapa, Veracruz, México
javier.tolome@inecol.edu.mx

Basilio Viccon Anell

Instituto Tecnológico de Veracruz, Departamento de Química e
Ingeniería Bioquímica, Laboratorio de Ecología, Ingeniería y Ciencias
Ambientales, Av. Miguel Ángel de Quevedo 2779, Col. Formando
Hogar, 91860, Veracruz, Veracruz, México.
flamer_bva@hotmail.com

Barry G. Warner

Department of Earth and Environmental Sciences,
University of Waterloo, 200 University Ave. W.
Waterloo, ON N2L 3G1
bwarner@uwaterloo.ca

Jane Yetter

Department of Earth and Environmental Sciences,
University of Waterloo, 200 University Ave. W.
Waterloo, ON N2L 3G1



Breviario para describir, observar y manejar humedales

Contenido

- 1 Prólogo
Francisco Abarca
- 3 Introducción
Patricia Moreno-Casasola B.
- I. EL AMBIENTE**
- 17 1. Construcción e instalación de piezómetros.
Luis Alberto Peralta Peláez, Dulce Infante Mata y Patricia
Moreno-Casasola B.
- 31 2. Obtención de datos de salinidad, conductividad y pH del agua.
Dulce Infante Mata, Luis Alberto Peralta Peláez y Andrés Alberto
Arrocha
- 43 3. Geoquímica del agua.
Luis Alberto Peralta Peláez y Jane Yetter
- 53 4. Construcción de un sensor de nivel del manto freático.
Basilio Viccon Anell, Marco Polo González Arroyo, Carlo
Emanuel Bravo Rueda, Rubén Sosa Oliveros, Erik Fernández
Bandala y Luis Alberto Peralta Peláez

- 73 5. Construcción de un sensor de nivel de inundación. Basilio Viccon Anell, Carlo Emanuel Bravo Rueda, Rubén Sosa Oliveros, Erik Fernández Bandala y Luis Alberto Peralta Peláez
- 111 6. Suelos hidromórficos. Adolfo Campos-Cascaredo y Patricia Moreno-Casasola B.
- 131 7. Medición del potencial redox del suelo y construcción de electrodos de platino. Hugo López Rosas y Javier Tolome Romero
- 139 8. Determinación de la microtopografía utilizando manguera de nivel. Francisco Javier Flores-Verdugo y Claudia Maricusa Agráz Hernández

II. LA FLORA Y LA FAUNA

- 145 9. Muestreo y análisis de la vegetación de humedales. Patricia Moreno-Casasola y Hugo López Rosas
- 169 10. Obtención de grupos de unidades de muestreo y su comparación estadística paso a paso. Hugo López Rosas
- 217 11. Análisis de comunidades vegetales con un enfoque multivariado no paramétrico paso a paso. Hugo López Rosas
- 249 12. Biomasa y productividad vegetal. Dulce María Infante Mata y Patricia Moreno-Casasola B.
- 265 13. Metodología para medir la productividad subterránea. Eduardo Cejudo y Ascensión Capistrán
- 269 14. Técnicas de campo para el inventario y monitoreo de anfibios y reptiles. Gustavo Aguirre León y Erasmo Cázares Hernández

301

15. Técnicas de campo para el inventario y monitoreo de insectos acuáticos. Luis Alberto Peralta Peláez

III. LA SOCIEDAD Y LOS HUMEDALES

317

16. Diseño de proyectos de restauración ecológica y servicios ambientales. Fabiola López Barrera, Lorena Elisa Sánchez Higuero, Patricia Moreno-Casasola B. y Hugo López Rosas

361

17. Selección y diseño de pasarelas o muelles. Lorena Elisa Sánchez Higuero y José Luis Martínez Castillo

371

18. El proyecto ambiental, la conservación y el manejo de los humedales. Patricia Moreno-Casasola B.



Breviario para describir, observar y manejar humedales

Prólogo

En los últimos 20 años, en México se han intensificado los estudios, evaluaciones y monitoreo, así como el manejo y capacitación sobre el tema de los humedales. A pesar de este gran esfuerzo, falta mucho por hacer en todas estas actividades considerando la extensión y diversidad de estos ecosistemas en el país, así como la inmensa importancia económica y ecológica que tienen los humedales hoy en día, tanto a nivel local o regional, como a nivel de país.

Después de trabajar junto con la Dra. Patricia Moreno Casasola del Instituto de Ecología A.C. y con el Dr. Barry Warner de la Universidad de Waterloo en Canadá, por ya casi 15 años en el “Curso-Taller sobre Manejo y Conservación de los Humedales de México” (ahora en su XII edición), junto con otros distinguidos investigadores y manejadores de recursos de México, los Estados Unidos y Canadá, frecuentemente nos encontramos con la solicitud de los participantes al curso de darles técnicas y metodologías específicas para describir, observar y manejar humedales. Mientras nuestro curso-taller ofrece una amplia gama de aspectos teóricos y prácticos básicos sobre los componentes estructurales y funcionales de los humedales, los aspectos prácticos de ciertas metodologías son difíciles de cubrir en un período de dos semanas. Es por ello que una obra como la que aquí se presenta, resulta de gran importancia para todos los interesados en la investigación, manejo y conservación de humedales en México.

Dividida en tres secciones: 1) El Ambiente, 2) La Flora y la Fauna y 3) La Sociedad y los Humedales, esta obra contiene capítulos escritos con gran autoridad y conocimiento por distinguidos investigadores quienes presentan la información de una manera muy accesible, pero con el rigor científico necesario. Cada capítulo presenta las consideraciones y precauciones generales necesarias antes de iniciar la toma de muestras, así como el equipo requerido para ejecutar la técnica y discusiones generales sobre la interpretación de la información obtenida. Mientras las técnicas aquí presentadas, son aplicables a una gran cantidad de ambientes de humedales, es posible, que dada la gran diversidad de estos ecosistemas en México, estas técnicas y sus interpretaciones necesiten ajustarse aún mejor. El lector notará que en los capítulos presentados, falta información sobre algunos grandes grupos biológicos: plancton, peces y aves. Esto se debe a que hoy en día, las técnicas para el estudio y monitoreo de estos grupos, están ampliamente disponibles por otras fuentes.

Aunque el manual está dirigido al personal que administra y maneja los sitios Ramsar en México, esta obra beneficiará a los humedales de todo el país. Las constantes amenazas a los humedales de México, incluyendo el cambio climático, la tasa alarmante de su transformación y destrucción, la falta de conocimiento sobre su funcionamiento y su omisión como piezas claves en los procesos de planeación urbana y de usos de suelo, obligan a México a ir más allá de la mera evaluación de la línea base de sus humedales. Por lo tanto, resulta altamente necesario el establecimiento de programas adecuados de monitoreo e investigación científica que permitan incorporar el uso y conservación de los humedales en el progreso económico y social del país.

Francisco J. Abarca

*Ganador del Reconocimiento SEMARNAT en materia de Humedales
2006 y del Premio Nacional de Humedales de los Estados Unidos
2006, Phoenix, Arizona*

Breviario para describir, observar y manejar humedales

Introducción

“Aguas arriba – Aguas abajo, Los humedales nos conectan a todos” fue el lema del Día de los Humedales, organizado por la Convención Ramsar en 2009. Es un mensaje que claramente nos da la idea de la conectividad que existe en las cuencas, a través del flujo de este elemento. Los humedales conectan el paisaje y también a la sociedad. Son la historia del uso de la cuenca. Lo que pasa cuenca arriba, se recibe cuenca abajo. Sin embargo, este no es un concepto que haya permeado a la sociedad ni a muchas de las políticas productivas del país. Uno de los problemas es la falta de conocimiento y reconocimiento de nuestros humedales. Aún no sabemos cuanta superficie de humedales tenemos y en que estado están. En nuestro país se tiene desde que definir lo que se considera un humedal, caracterizar los distintos tipos y su estado actual, y mapearlos. El presente breviario o manual apoyará estos estudios, brindando información sobre metodologías para analizar el ambiente (agua y suelo), la biota (flora y fauna), abordando también algunos temas de vinculación con la sociedad (restauración, servicios ambientales y elaboración de planes de manejo).

Hay muchas definiciones de lo que es un humedal, en parte porque hay una gran variedad de tipos de humedales, es decir, de pantanos y ciénegas.

La Convención Internacional sobre Humedales de Importancia para Aves (Ramsar), de la cual México es un país signatario, plantea que éstos son todas las extensiones de marismas, pantanos y turberas o superficies cubiertas de agua, sean éstas de régimen natural o artificial, permanentes o temporales, estancadas o corrientes, dulces, salobres o saladas, incluidas las extensiones de agua marina cuya profundidad en marea baja no exceda los 6 metros. Esta definición es sumamente amplia por lo que frecuentemente resulta imprecisa. Otras organizaciones han planteado definiciones más acotadas y útiles, sobre todo para la gestión de los humedales: son tierras en transición entre los sistemas acuáticos y terrestres, donde la capa freática está habitualmente al mismo nivel o cerca de la superficie, o bien el terreno está cubierto por aguas poco profundas.

Los humedales deben tener uno o más de los siguientes tres atributos (Mitsch y Gosselink 2000):

- a) el suelo o sustrato debe ser fundamentalmente hidromórfico, no drenado; es decir, debe estar saturado de agua de manera temporal o permanente;
- b) debe presentar una lámina o capa de agua poco profunda o agua subterránea próxima a la superficie del terreno, ya sea permanente o temporal;
- c) al menos periódicamente, el terreno debe mantener predominantemente una vegetación acuática o hidrófita

Así, se puede ver que en los humedales, por ser zonas de transición entre la tierra y los sistemas acuáticos, el agua constantemente interactúa con la tierra y de esa manera controla el ambiente, así como la vida vegetal y animal asociada. Los humedales tienen límites poco definidos; son espacios de transición, de escasa profundidad y de naturaleza cambiante en tiempo y espacio. El aumento de humedad que se produce en ellos es suficiente como para afectar los procesos fisicoquímicos y biológicos del área. En algunos humedales la presencia de agua no es visible, aunque sí lo son sus efectos. La vegetación es un buen indicador de ello y cuando vemos juncales y carrizales, sabemos que es un lugar húmedo. Por tanto la vegetación de los humedales -las plantas que ahí habitan- es característica. Las plantas que dominan la lámina de agua de los humedales se conocen como hidrófitas –plantas

superiores que requieren de un período de anegación para completar su ciclo de vida-, y pueden vivir en el agua o bien en terrenos total o temporalmente anegados. En el extremo se encuentran las lagunas costeras y los estuarios, los cuales también son ambientes cambiantes en los que predomina un gradiente de salinidad y de nivel de agua, producto de la interacción de las mareas con los escurrimientos de agua dulce de los ríos. Hacia el otro extremo están los charcos temporales, cuya vegetación hidrófita solamente surge cuando están inundados, una vez al año.

Algunos autores separan los humedales de los cuerpos de agua. Por ejemplo, van der Valk (2006) plantea que se distinguen debido a que los humedales presentan por un lado suelos anaeróbicos. Éstos se producen porque el oxígeno disuelto en el agua de saturación que se distribuye en los poros del suelo, es rápidamente utilizado por los microorganismos. Asimismo, hay poco oxígeno en el agua que inunda y cubre la superficie de los humedales. El segundo factor es la presencia de plantas de tamaño grande, llamadas macrófitas. En este caso los árboles, arbustos, hierbas y helechos, son los productores primarios, es decir los organismos que ocupan el primer eslabón de la cadena alimenticia y captan la energía solar transformándola en materia y energía que posteriormente puede ser utilizada por herbívoros, carnívoros y descomponedores. En los sistemas acuáticos, las algas microscópicas son los principales productores primarios. Sin embargo, otros autores, como en la definición de Ramsar, consideran que los humedales también incluyen los cuerpos de agua.

Los humedales abarcan muchos tipos de vegetación distintos. Varían en función de su origen, tamaño, localización geográfica, régimen hidrológico, química, características de la vegetación, del suelo y de los sedimentos. Se presentan en todos los climas y en todos los continentes abarcando desde una hectárea hasta miles, desde sistemas sumamente productivos hasta los muy pobres. Conforman una gran variedad y riqueza de comunidades vegetales con distinta composición, formas de crecimiento y estructura. Con frecuencia se les considera como un sólo tipo de ecosistema, comparable a los bosques o pastizales, pero esto no es así. Los humedales agrupan gran parte de la variabilidad ambiental que se puede encontrar entre los ecosistemas más secos tierra adentro y

forman una serie de tipos, que de manera general, son comparables, difiriendo principalmente en su grado de humedad o inundación (Wheeler *et al.* 2002). La hidrología es el principal factor ambiental que determina y afecta a los humedales, y cuando están cerca de la costa, la salinidad es otro factor que produce heterogeneidad ambiental. Ello tiene como resultado humedales herbáceos y arbóreos, temporales y permanentes, de aguas dulces, salobres, salinos e hipersalinos.

Los humedales de México ocupan una extensión mayor a lo largo de la costa que tierra adentro (Olmsted 1993). Incluyen desde las lagunas costeras someras con sus pastizales marinos, marismas y oasis en los desiertos, manglares y petenes, humedales herbáceos de agua dulce (popales, tulares, carrizales, vegetación flotante y sumergida), palmares y selvas inundables. Esta gran variabilidad conjunta una enorme cantidad de especies de flora y fauna y por tanto una alta biodiversidad, a pesar de que algunos de ellos por si mismos sean poco diversos. También conjuntan una gran variedad de condiciones ambientales que varían entre los distintos tipos de humedales, pero también a lo largo del extenso territorio mexicano. A la fecha son pocos aún los ejemplos de caracterización ambiental y florística de los humedales mexicanos.

RECURSOS, SERVICIOS E IMPORTANCIA PARA LA SOCIEDAD

Los humedales son ecosistemas de gran importancia para el ser humano. Todas las culturas han buscado fuentes de agua para establecerse y para obtener su alimento, ya que una de las características de los humedales es su alta productividad. A pesar de ello, hoy en día por su condición de zonas pantanosas, son poco conocidos y apreciados, por lo que frecuentemente se les drena y deseca. Se busca transformarlos en otra cosa, pensando que en su estado natural no tienen ningún uso y no prestan servicio alguno, sino que más bien son fuente de enfermedades y malos olores. Sin embargo, actualmente se sabe que los humedales no sólo proporcionan recursos importantes sino que además prestan servicios ambientales de gran valor para la sociedad. El recurso más importante es el agua potable, base del desarrollo y de una buena calidad de vida, y que lamentablemente cada vez es más escaso.

Los servicios ambientales son aquellas condiciones y procesos a través de los cuales los ecosistemas naturales y las especies que los forman, mantienen y satisfacen la vida del ser humano (Daily 1997). Estos servicios son proporcionados por todos los ecosistemas en mayor o menor grado e incluyen el mantenimiento de todas las especies de plantas y animales, así como la producción de los recursos de los ecosistemas como la pesca, frutos, madera, fibra natural, farmacéuticos, etc. que representan una parte importante tanto de la economía familiar como de la economía mundial.

Los servicios proporcionados por los ecosistemas son las funciones básicas que apoyan toda la vida de la tierra y por ello cada vez se presta más atención a su situación y a diseñar mecanismos para su recuperación (MEA 2005). Uno de estos instrumentos es la cuantificación de los servicios ambientales proporcionados por los ecosistemas. Constituye una herramienta que busca promover el uso racional y el manejo sustentable de los recursos naturales. Ello permite a los tomadores de decisiones traducir el impacto de diferentes estrategias de desarrollo en términos económicos y así, medir y comparar de manera más profunda las distintas opciones que enfrenten. La cuantificación de los servicios ambientales consiste en la asignación de valores cuantitativos a los bienes y servicios proporcionados por los ecosistemas. Existen cada vez más métodos para la valoración económica de los bienes y servicios. Una explicación más extensa puede encontrarse en el capítulo 16.

Los humedales, en su definición más amplia, son los ecosistemas que prestan mayores servicios a la sociedad (Constanza *et al.* 1989 y 1997, Tabilo-Valdivieso 1999). A continuación se esbozan los principales:

Protección de inundaciones, tormentas y huracanes y control de inundaciones, ya que son zonas de descarga donde se acumula agua, donde finalmente afloran las aguas provenientes de los escurrimientos y filtraciones que se producen en las tierras más altas que conforman las zonas de captación y recarga de agua de los mantos freáticos y donde se van percolando lentamente. Por lo tanto, los humedales son las superficies hacia las cuales fluye y en las cuales se acumula el agua. Esta agua, al filtrarse lentamente hacia el subsuelo actúa como una

esponja que controla el flujo de agua e impide que siga escurriendo, disminuyendo su velocidad, evitando la erosión y reduciendo las inundaciones en lugares contiguos.

Algunos humedales como los manglares, los arrecifes y las playas son muy importantes también en la protección de la línea costera y en el control de la erosión. Son los primeros en recibir el embate del oleaje y de los vientos, brindando protección de marejadas, tormentas y vientos. Su propia dinámica, es decir, su tolerancia a la inundación y movimiento de sedimentos, son capaces de cumplir con esta función.

Protección de los mantos freáticos costeros. Una gran parte del agua que cae a la tierra vía la precipitación escurre hacia las tierras bajas y finalmente al mar o a los acuíferos subterráneos, como parte del ciclo del agua. Así los ríos, lagos y acuíferos son las principales fuentes de abastecimiento de agua potable para el ser humano, tanto para la vida diaria como para la agricultura, la acuicultura y la industria. Hoy día estas fuentes de agua son cada vez más importantes de proteger, ya que el ciclo del agua es la única manera de recuperar nuevamente el agua dulce que se ha ido hacia el subsuelo o el mar. En las tierras bajas de las zonas costeras, cuando el substrato es permeable, las aguas dulces, debido a su menor peso, están por encima de las aguas saladas (que son más pesadas que el agua dulce) y que están a un nivel inferior. La existencia de estas masas de agua dulce se debe generalmente a la presencia de humedales costeros. Al eliminar o sobre-explotar estas masas, se facilita que las masas de agua salada emerjan hacia la superficie y se “saliniza” el manto freático. Cuando esto ocurre se afecta severamente y de manera permanente la calidad del agua dulce subterránea.

Dilución de contaminantes y protección de la calidad del agua. Los humedales se han equiparado a los riñones del planeta. Durante muchos siglos limpiaron las aguas negras, contaminadas, que las poblaciones humanas arrojaron a los humedales y cuerpos de agua. Hoy en día esta función casi ha desaparecido y ello ha tenido un alto costo para la sociedad: enfermedades gastrointestinales, necesidad de limpiarla a través de plantas de tratamiento, alto costo e ineficiencia en volverla potable, reducción de la cantidad de agua disponible para actividades agropecuarias y urbanas.

Fertilización del suelo, debido a su alta productividad y a los cambios en el nivel del agua a través de los pulsos de inundaciones, generan muchos nutrientes que son aprovechados por otros organismos. Ejemplos de su fertilidad son el desarrollo de las chinampas en humedales y la pesca ribereña en lagunas costeras.

Los humedales son un hábitat muy importante para las aves y la vida silvestre, han fungido como vías de transporte de personas y materias, tienen un gran valor para las actividades acuáticas recreativas y deportivas, han *incrementado el valor de la propiedad contigua, por su alto valor estético. Además tienen grandes valores* de tipo cultural, ético, anímico y estético.

En las últimas decenas de años, se han dado cambios importantes en la hidrología de las zonas tropicales. Estas modificaciones se han producido por causas naturales y también como consecuencia de las actividades del hombre. Los humedales están íntimamente ligados a las cuencas de las que reciben escurrimientos de agua, sólidos suspendidos y nutrientes. Esto hace que sean muy vulnerables a manejos inadecuados de las cuencas (Junk 2002) y ello frecuentemente afecta la hidrología. Entre las principales causas de degradación están (MEA 2005, Moreno-Casasola 2008): desecamiento de humedales mediante canales o construcción de desarrollos inmobiliarios, construcción de obras de infraestructura como caminos, represas de agua, dragado de humedales y canalización, contaminación, invasión de especies, extracción de agua, principalmente.

El uso de los bienes y servicios que proveen los humedales a la sociedad implica la conservación de la integridad ecológica de estos ecosistemas, definida como la capacidad para soportar o mantener un sistema biológico natural y equilibrado (Karr 1996). Es necesario trabajar en opciones y estrategias para asegurar que bajo el panorama de crecimiento y desarrollo de la zona costera se conserva la biodiversidad de los humedales, su funcionamiento y la fuente de agua de la cual se alimentan.

BASES ECOLÓGICAS PARA LA CONSERVACIÓN Y EL MANEJO DE LOS HUMEDALES

Los humedales se forman cuando hay una acumulación de agua, la cual transforma la geoquímica del suelo (pasa de ser un medio aerobio a un medio anaerobio y se establecen procesos diferentes de obtención de energía), condicionando el tipo de plantas que se establecen, favoreciendo la presencia de hidrófitas. El agua se acumula solamente en aquellas estructuras geomorfológicas que permiten que este elemento se contenga o fluya a una velocidad tal que pueda permanecer suficiente tiempo para producir suelos hidromórficos, es decir, que en los poros el aire ha sido sustituido por el agua de inundación, sobreviniendo la anaerobiosis y los procesos de reducción. En la formación y mantenimiento de los humedales, los criterios geomorfológicos e hidrológicos son fundamentales y deben constituir el punto de partida. La hidrología está estrechamente vinculada con las formas de acumulación de agua, es decir cómo se mantiene el agua y de dónde viene, y por lo tanto todo ello define el hidroperiodo.

Mitsch y Gosselink (2000) proponen un modelo que permite entender los elementos o componentes del humedal y las interacciones que se establecen entre ellos (Figura 1). Estos tres componentes básicos de la definición de humedal son la hidrología, el ambiente fisicoquímico del suelo y del agua y la biota-plantas y animales. Estos componentes, además, se conjuntan para formar un humedal cuando el clima permite que haya más precipitación que evaporación; este exceso de agua queda contenido en una geoforma que acumula el agua. Los componentes no son independientes y mantienen una estrecha retroalimentación con la biota (NRC 1995, Mitsch y Gosselink 2000). Las flechas del esquema indican los efectos directos e indirectos. La hidrología mantiene una relación directa con el ambiente tanto del suelo como del agua. Como ya se mencionó, con la inundación sobrevienen un conjunto de cambios en las características físicas y químicas del suelo, del agua intersticial, del agua superficial y de la del manto freático. La hidrología también afecta la biota de manera muy directa, pues el tiempo y el nivel de inundación determinan los conjuntos de hidrófitas que pueden sobrevivir. A su vez, las características ambientales del suelo y el agua son determinantes para seleccionar al conjunto de especies de un humedal particular.

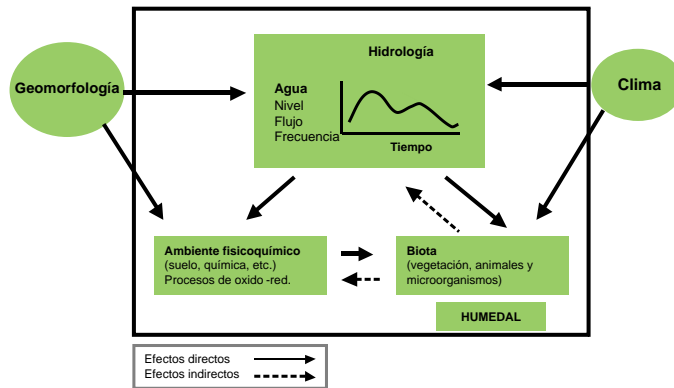


Figura 1. Los tres componentes básicos de la definición de humedal: hidrología, ambiente fisicoquímico y biota. Estos componentes, además, se conjuntan para formar un humedal cuando el clima permite que haya suficiente lluvia y una estructura geomorfológica donde se acumule. Los componentes no son independientes y tienen una retroalimentación con la biota como lo indican las flechas (NRC 1995, Mitsch y Gosselink 2000).

Los distintos tipos de humedales varían en su composición florística y en su estructura, pero también en su hidroperiodo. Este componente es una de las características vitales de los humedales para su permanencia, establecimiento, regeneración, sucesión y procesos ecológicos. El hidroperiodo o régimen hidrológico del humedal es el patrón estacional del nivel del agua, resultado del balance entre las entradas y salidas de agua, la geomorfología del humedal y el suelo (Mitsch y Gosselink, 2008). Se define por su duración (tiempo que permanece la inundación), la frecuencia (el número de veces que se inunda en un tiempo dado), la profundidad que alcanza y la época de inundación. Es la firma del humedal y nos permite identificarlo. El nivel del agua generalmente fluctúa, aún en aquellos casos en que el humedal permanece inundado todo el año. Estas fluctuaciones pueden ser estacionales, diarias, semidiarias (en función de las mareas) o impredecibles.

En los humedales la fluctuación en el nivel de agua puede tener diferentes causas, por ejemplo, el incremento de la superficie de un cuerpo de agua puede ser el resultado del afloramiento del manto

freático o de la acumulación de agua de lluvia directa y por escurrimientos. Algunas de las características del hidroperiodo son su temporalidad (temporal, estacional de verano, permanente, etc.), procedencia del agua (mareal, escurrimiento de agua de lluvia, manto freático) y características fisicoquímicas (salobre, de agua dulce).

A la cantidad de agua que tiene un humedal, es decir, el volumen así como los cambios a través del tiempo, tanto por entradas como por salidas de agua, se le conoce como presupuesto del humedal. Se refiere a los tipos de entradas de agua y de dónde provienen, así como de las salidas de ésta. Para que el humedal se conserve se debe mantener un equilibrio o balance entre la cantidad que entra y la cantidad que sale.

El suelo hidromórfico permanece en un humedal aún cuando ya no se inunde o cuando la vegetación hidrófita haya desaparecido. Por tanto tiene un valor indicativo muy importante. Existen listados de los tipos de suelos que pueden sostener un humedal. Los hay orgánicos y minerales. Los humedales pueden actuar como un sumidero de carbono, es decir que almacenan carbono orgánico en sedimentos saturados. También pueden ser una fuente de carbono cuando éste es liberado a través de los procesos de putrefacción, o tras el drenaje o la tala, como resultado de la oxidación o combustión. Globalmente, las turberas han pasado, en los últimos 200 años, de sumideros a fuentes de carbono, debido principalmente a la explotación humana.

En los capítulos 1 a 5 se presentan metodologías para obtener las muestras de agua, tomar algunos datos físico-químicos, así como construir equipo económico para hacer estas mediciones. En los capítulos 6 al 8 el énfasis es principalmente en los suelos y su topografía. Estos apartados dan los fundamentos para el establecimiento de la línea base de un humedal así como para el monitoreo de su ambiente. Una línea base consiste en una valoración de los rasgos medioambientales en un área de estudio, realizada en la etapa temprana de un proyecto. Esta actividad se usa para proveer información del medioambiente como una base a las alternativas que se están proyectando. El monitoreo consiste en supervisar y describir los procesos continuos o regulares - verificando, observando, midiendo- y las actividades que se requieren para caracterizar y supervisar la calidad del ambiente. Estos resultados

se comparan con las muestras de la línea base para ver si ha ocurrido algún cambio.

La vegetación y la fauna constituyen otro de los componentes del humedal. Son el componente que primero reconocemos y en particular la vegetación, a través de su fisonomía, permite diferenciar entre distintos tipos de humedales. Hay una interacción directa con los otros dos componentes, pero en México aun no tenemos suficiente información para poder establecer y caracterizar estas interacciones con el ambiente. Los capítulos 9 a 15 abarcan el muestreo de plantas y animales (insectos acuáticos, anfibios y reptiles), el análisis de muestras y la obtención de datos sobre productividad de macrófitas. Los datos obtenidos también formarán parte de la línea base y del monitoreo.

México ha tenido un gran crecimiento en el número de sitios Ramsar. Hoy en día cuenta con 112 humedales prioritarios Ramsar abarcando una superficie de alrededor de 8 millones de ha. Cabe decir que algo más de la tercera parte de los sitios Ramsar también cuentan con otra categoría de protección como es Parque Nacional o Reserva de la Biosfera. La categoría de humedal prioritario Ramsar no implica la necesidad de compra o expropiación de tierras lo cual permite en un país con la población de México, la creación de áreas con un manejo sustentable que garantice su conservación. Uno de los compromisos de México para cada sitio Ramsar, es contar con un plan de manejo, el cual debe tener un fuerte componente participativo del gobierno y de la sociedad (www.ramsar.org). Ello proporciona una alternativa importante para desarrollar planes de manejo sustentables de humedales en todas las regiones del país.

Una necesidad fundamental para conservar los humedales, sean sitios Ramsar, áreas naturales protegidas, o solamente humedales que proporcionan servicios ambientales, es conocerlos para poder detectar a tiempo los cambios que lleven a su degradación o transformación en otro tipo de humedal o ecosistema. Para ello se debe establecer la línea base así como un programa de monitoreo, que forme parte del plan de manejo (y restauración cuando sea necesario) de dicho humedal.

El trabajo con los humedales involucra el ambiente (el suelo con sus microorganismos y el agua), la flora y la fauna así como la sociedad. El valor que tienen los humedales por los servicios ambientales que prestan, los recursos que proporcionan y su estrecha relación con las comunidades que viven alrededor, hacen necesario contar con instrumentos que permitan desarrollar procesos que lleven a la restauración y manejo sustentable de estos ecosistemas. Los capítulos 15 a 18 se enfocan en diversos temas relacionados con la sociedad: la elaboración de propuestas de restauración y pago por servicios ambientales, la construcción de pasarelas para trabajar y visitar los humedales, sin causarles daños y la elaboración de planes de manejo participativos.

Literatura recomendada

- Barbier, E.R. 1993. Sustainable use of wetlands. Valuing tropical wetland benefits: economic methodologies and applications. *The Geographical Journal* 159: 22-32.
- Barbier, E.R. 1994. Valuing environmental functions: tropical wetland. *Land Economics* 70 (2): 155-173.
- Batzer, D.P. y R. R. Sharitz (eds) 2006. *Ecology of Freshwater and Estuarine Wetlands*. University of California Press. Los Angeles.
- Bobbink, R., B. Beltman, J.T.A. Verhoeven y D.F. Whigham. Eds. 2008. *Wetlands: Functioning, Biodiversity Conservation and Restoration*. Ecological Studies, Vol. 191. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
- Boulton, A.J., y M.A. Brock. 1999. *Australian Freshwater Ecology. Processes and Management*. Cooperative Research Center for Freshwater Ecology. Gleneagles Publishing Adelaide.
- Constanza, R., S.C. Farber y J. Maxwell. 1989. Valuation and management of wetland ecosystems. *Ecological Economics* 1: 335-361.
- Constanza, R., R. d'Arge y R. de Groot. 1997. The value of the world's ecosystem services and natural capital. *Nature* 387: 253-260.
- Cronk, J.K. y M.S. Fennessy. 2001. *Wetland Plants. Biology and Ecology*. Lewis Publishers. Boca Raton.
- Daily, G.C. 1997. *Nature's Services. Societal Dependence on Natural*

- Ecosystems*. Island Press, Nueva York.
- Eguía-Elis, P.A., M.A. Gómez Balandra y P. Saldaña Fabela. 2007. *Requerimientos para Implementar el Caudal Ambiental en México*. IMTA- alianza WWF/FGRA-PHI/UNESCO-SEMARNAT. México d.F.
- Ewel, K.C., R.R. Twilley y J.E. Ong. 1998. Different kinds of mangrove forests provide different goods and services. *Global Ecology and Biogeography Letters* 7: 83-94.
- Farber, S.C., R. Costanza y M.A. Wilson. 2002. Economic and ecological concepts for valuing ecosystem services. *Ecological Economics* 41: 375-392.
- Gómez-Baggethun, E. y R. de Groot. 2007. Capital natural y funciones de los ecosistemas: explorando las bases ecológicas de la economía. *Ecosistemas* 16 (3): 4-14.
www.revistaecosistemas.net.
- Goosen H., R. Janssen y J.E. Vermaat. 2007. Decision support for participatory wetland decision-making. *Ecological Engineering* 30: 187–199.
- Hogarth, P.J. 2007. *The Biology of Mangroves and Seagrasses*. Biology of Habitats. Oxford University Press. Oxford.
- Junk, W.J. 2002. Long-term environmental trends and the future of tropical wetlands. *Environmental Conservation* 29 (4): 414-435.
- Keddy, P.A. 2000. *Wetland Ecology. Principles and Conservation*. Cambridge Studies in Ecology. Cambridge University Press. Cambridge.
- Lal, P. 2003. Economic valuation of mangroves and decision-making in the Pacific. *Ocean & Coastal Management* 46: 823–844
- Manson R. y P. Moreno-Casasola. 2006. Los servicios ambientales en las zonas costeras. P. Moreno-Casasola, E. Peresbarbosa y A.C. Travieso-Bello (eds) *Estrategias para el Manejo Integral de la Zona Costera: un Enfoque Municipal*. pp. 319-348. Vol I. Instituto de Ecología A.C.-Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (SEMARNAT)- Gobierno del Estado de Veracruz. Xalapa.
- Martin, A., A. Blowers y J. Boersema. 2008. Paying for environmental services: can we afford to lose a cultural basis for conservation? *Environmental Sciences* 5 (1): 1-5

- MEA. 2005. *Millenium Ecosystem Assessment. Ecosystems and Human Well-Being. Synthesis*. Island Press, Washington DC.
- Mitsch, W.J. y J.G. Gosselink. 2000. *Wetlands*. 3era. edición. John Wiley and Sons Inc. Nueva York.
- Mitsch, W.J., J.G. Gosselink, C.J. Anderson y L. Zhang. 2009. *Wetland Ecosystems*. John Wiley and Sons Inc. Nueva York.
- NRC (National Research Council). 1995. *Wetlands. Characteristics and Boundaries*. National Academy Press. Washinhton DC.
- Olmsted, I. 1993. Wetlands of Mexico. D.F. Whigham, D. Dykyjová y S. Hejný (eds) *Wetlands of the World I: Inventory, Ecology and Management*. Handbook of Vegetation Science. Kluwer Academic Publishers, Dordrcht.
- Postel, S.L y S. Carpenter. 1997. Freshwater ecosystem services. G.C. Daily (ed) *Nature´s Services. Societal Dependence on Natural Ecosystems*. Island Press, Nueva York.
- Rader, R.B., D.P. Batzer y S.A. Wissinger (eds) 2001. *Bioassessment and Management of North American Freshwater Wetlands*. John Wiley & Sons Inc. Nueva York.
- Smardon, R.C. 2006. Heritage values and functions of wetlands in Southern Mexico. *Landscape and Urban Planning* 74: 296–312.
- Tabilo-Valdivieso, E. 1999. *El beneficio de los humedales en Centro America. El Potencial de los Humedales para el Desarrollo*. 2a. ed. Programa Regional en Manejo de Vida Silvestre. Turrialba, C.R., WWF, Heredia, C.R., Universidad Nacional. http://centroneotropical.org/portal/cont/pdf_public/benef_hum_amer_centra.pdf
- Tiner, R.W. 1999. *Wetland indicators. A Guide to Wetland Identification, Delineation, Classification, and Mapping*. Lewis Publishers. Boca Raton.
- Van der Valk, A.G. 2006. *The Biology of Freshwater Wetlands*. Oxford University Press. Oxford.
- Wheeler, B.D., R.P. Money y S.C. Shaw. M.R. Perrow y A.J. Davy (eds). 2002. Freshwater wetlands. M.R. Perrow y A.J. Davy (eds) *Handbook of Ecological Restoration*. Vol 2. Restoration in Practice. Cambridge University Press. Londres.
- Wilson, M.A. y J.P. Hoehn. 2006. Valuing environmental goods and services using benefit transfer: The state-of-the art and science. *Ecological Economics* 60: 335-342.

EL AMBIENTE

1

Construcción e instalación de piezómetros

Luis Alberto Peralta Peláez,
Dulce Infante Mata
y Patricia Moreno-Casasola B.

Los locos abren caminos que más tarde
recorren los sabios.
- *C. Dossi*

Una de las características físicas fundamentales de los humedales es el nivel del agua y su fluctuación en el tiempo. La hidrología es un componente fundamental que mantiene la estructura y el funcionamiento. Las condiciones hidrológicas afectan un gran número de factores abióticos y bióticos, lo que produce anaerobiosis del suelo, altera la disponibilidad de nutrientes y en los humedales costeros modifica la salinidad (Mitsch y Gosselink 2000).

Los componentes que mantienen el abastecimiento o presupuesto de agua en el humedal están conformados por entradas y salidas de ésta. Las entradas son la precipitación pluvial, el flujo de aguas superficiales y subterráneas, y las mareas (en las zonas costeras). Las salidas están dadas por la evapotranspiración, los flujos de agua superficiales y subterráneos y las mareas.

La temporalidad, profundidad y el momento de la inundación, así como las características fisicoquímicas del agua (salinidad, conductividad, pH, transparencia, densidad, oxígeno disuelto, etc.) son factores que regulan el establecimiento de las diferentes comunidades o tipos de humedales (Blom y Voesenek 1996, Mitsch y Gosselink 2000). Dentro de los factores bióticos que se ven afectados, se encuentra la composición y riqueza de especies, la productividad primaria, la acumulación de materia orgánica y los ciclos de nutrientes.

Dado que el agua es el componente principal que mantiene a los humedales, es necesario conocer o establecer sus características fisicoquímicas y determinar su origen y destino. Para ello, se han desarrollado diferentes métodos. Los métodos para monitorear la calidad del agua de los humedales se dividen en los que corresponden a aguas superficiales entrantes y salientes y los segundos corresponden a las aguas subterráneas, que al igual que las anteriores, tienen un flujo de entrada y de salida. No se puede olvidar que esto depende mucho de las condiciones físicas y químicas del suelo. La obtención de la muestra de agua implica diferente metodología, lo cual también dependerá de la periodicidad con que se decida realizar el muestreo. El piezómetro permite dejar una instalación para poder coleccionar muestras de agua subterráneas de manera permanente.

EL HIDROPERIODO

El hidroperiodo se puede definir como: *el patrón estacional del nivel del agua del humedal, esto es el incremento o caída del nivel del agua superficial o subterránea y está influenciado por las entradas y salidas de agua.* Es la firma del humedal y nos

permite identificarlo. Un método para monitorear la fluctuación del nivel del agua a lo largo del tiempo implica el uso de piezómetros.

Algunos ejemplos del hidroperiodo de distintos tipos de humedales a lo largo de un año, se presenta en las figuras 1 y 2, en las cuales se pueden apreciar las diferencias en cuanto al tiempo que permanece una capa de agua sobre el suelo (duración), la periodicidad así como la profundidad que alcanza y la época de inundación.

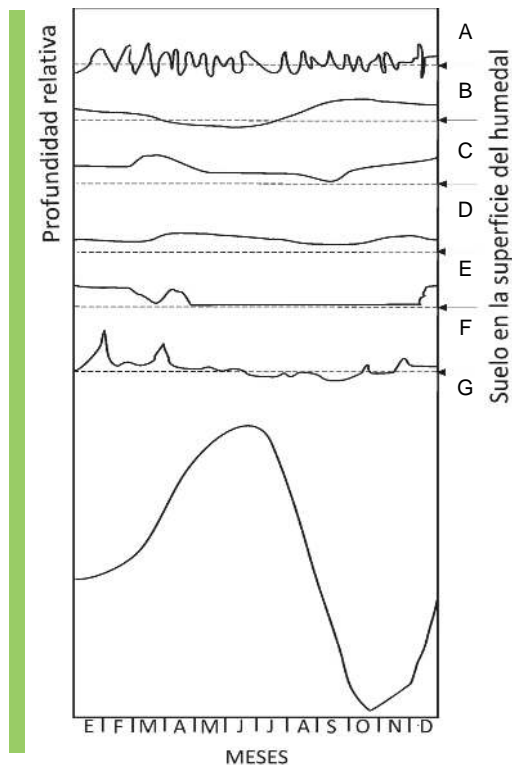
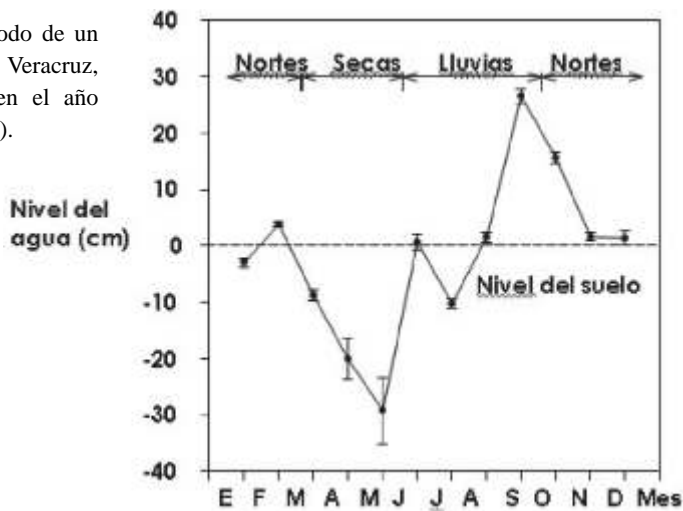


Figura 1. Curvas que muestran los hidroperiodos de varios humedales. El eje de las X indica los meses del año, el de las Y la altura de la fluctuación de agua y la línea punteada el nivel del suelo (modificado de Mitsch y Gosselink, 2000).

- A.** Marisma sujeta a influencia de áreas con inundaciones semidiurnas, en Rhode Island, E.U.
- B.** Popal en la Mancha, Veracruz, Golfo de México, con un periodo estacional de inundación, sin efecto de mareas y entrada de agua fundamentalmente del manto freático y precipitación.
- C.** Humedal de agua dulce en la costa de Louisiana en el Golfo de México.
- D.** Humedal herbáceo denominado pothole, en praderas con entrada de agua de manto freático, E.U.
- E.** Charca temporal en California, E.U.
- F.** Humedal de selva inundable aluvial en Carolina del Norte, E.U.
- G.** Planicie de inundación tropical con selvas inundables en El Pantanal, Brasil.

Figura 2. Hidroperiodo de un popal de La Mancha, Veracruz, México, reportado en el año 2003 por Yetter (2004).



Para conservar o restaurar un humedal, es fundamental conocer el comportamiento del agua, es decir del hidroperiodo. Frecuentemente, es lo primero que se modifica cuando se drena o altera la hidrología del humedal y es lo primero que se tiene que recuperar.

Para obtener el hidroperiodo de un humedal, se deben colocar varios piezómetros, generalmente coincidiendo con algunos de los cuadros de vegetación que se van a muestrear, para poderlo relacionar con una comunidad vegetal. Se debe medir periódicamente durante por lo menos un año, o de ser posible varios, para poder conocer el comportamiento del humedal en años secos y años lluviosos. La frecuencia de medición deber ser de preferencia mensual o bimensual. Los resultados obtenidos pueden presentarse de dos maneras. Una de ellas es la gráfica de cada piezómetro de manera independiente, siendo ésta la más recomendable. La otra es conjuntar los valores obtenidos para los piezómetros ubicados en cuadros del humedal con vegetación similar, obtener el promedio y la desviación estándar. Por último, estos valores se grafican.

PIEZÓMETROS Y MINI-PIEZÓMETROS

Los principios básicos de geohidrología física y de la naturaleza de las interacciones entre el agua subterránea y el agua superficial pueden ser demostrados de una manera convincente con la construcción en campo de dos aparatos económicos y fáciles de

construir conocidos como el piezómetro miniatura (mini piezómetro) y el medidor de filtración (*seepage meter*) (Lee y Cherry 1978). Estos instrumentos han sido utilizados con éxito en la Universidad de Waterloo, Ontario, Canadá (Lee y Cherry 1978) y en el Centro de Investigaciones Costeras La Mancha (CICOLMA) Veracruz, México (Yetter 2004), así como en numerosas investigaciones de otras regiones.

Los piezómetros aquí descritos se instalan, monitorean y retiran de manera fácil y rápida en los diferentes tipos de humedales. Permiten conocer el nivel del agua a lo largo del tiempo. Se pueden extraer muestras de agua de diferentes profundidades y realizar en ellas diversas mediciones de parámetros tanto *in situ* (conductividad específica, oxígeno disuelto, pH, cloruros, entre otros) como en el laboratorio. Ello permite comparar semejanzas y diferencias en las propiedades del agua superficial y subterránea (Lee y Cherry 1978). Asimismo, constituyen la base para obtener diversos tipos de información como la dirección, proporción de agua subterránea y conductividad hidráulica.

El objetivo de esta sección es explicar de manera gráfica como se construye y como se realiza la instalación y monitoreo de piezómetros para el estudio del nivel del agua subterránea de los humedales. Para la construcción de los piezómetros se requiere del material enlistado a continuación. Las cantidades de cada cosa tienen que ser calculadas en función del número de pozos (piezómetros) que se piensan instalar. Vale la pena recordar la conveniencia de tener equipo de reserva, ya que se puede extraviar o romper en el humedal y el trabajo se puede quedar inconcluso. Es importante construir los piezómetros antes de salir al campo a colocarlos y llevar alguno extra de reserva.

Material

- Tubo PVC de 1 pulgada de 3 m de largo
- Cinta métrica de 5 m y 10 m
- Plumón indeleble
- Segueta y arco para segueta
- Tornillo inoxidable cuyo borde sobresalga ligeramente del tubo y que permita tapar el tubo en un extremo
- Tela para filtro Nyltex, en trozos de 22 cm por 20 cm (el tejido es muy fino y plástico y se asegura que la arcilla y la arena no lo traspasan y se introducen en el tubo, pues si éste se llena de arena, ya no permite tomar las mediciones)
- Cinta de aislar
- Pinza de punta fina
- Pinza de electricista

- Rollo de alambre metálico de pesca, delgado y flexible
- Tapón de plástico para los tubos de PVC (por ejemplo puntas de bastones, corchos, etc.)
- Lima para metal
- Nucleador o cava hoyos para sacar muestras de suelo
- Pala de jardinero para excavar
- Moruna o machete
- Marro de plástico
- Embudos de plástico
- Bolsas de plástico grandes
- Bidón o garrafa para agua
- Metal que ayude a proteger el tubo de los golpes del marro
- Manguera para acuario
- Marcadores indelebles
- Etiquetas de aluminio
- Libreta de campo.
- Botas de plástico o vadeadores

Equipo

- Cronómetro
- Bomba manual para sacar agua de los piezómetros

Pasos par la construcción de los piezómetros

Antes de realizar la compra de los materiales y construcción de los piezómetros es necesario realizar una visita al área de estudio, con el fin de conocer las características del lugar, e identificar las necesidades y sitios de muestreo para la realización del trabajo. Es conveniente realizar un esquema mental de las posibles condiciones hidrológicas del humedal. Este esquema indicará la profundidad máxima a la que se colocarán los piezómetros. Si es necesario hay que apoyarse en fotografía aérea, planos topográficos, excavación de algunos hoyos, testimonios de personas locales, experiencias previas, fotos, etc.

Es necesario hacer una lista de chequeo (*check list*) de todos los materiales y equipos que se tienen con el fin de no perder tiempo por carecer de alguno de ellos.

Se deben realizar perforaciones en uno de los extremos del tubo con la segueta. Dichas perforaciones en los últimos 20-25 cm y con una separación entre ellas de 2-2.5 cm (Figura 3). Se hacen dos hileras colocadas de manera opuesta, procurando que las perforaciones queden desfasadas o alternadas, para evitar cortar el tubo.

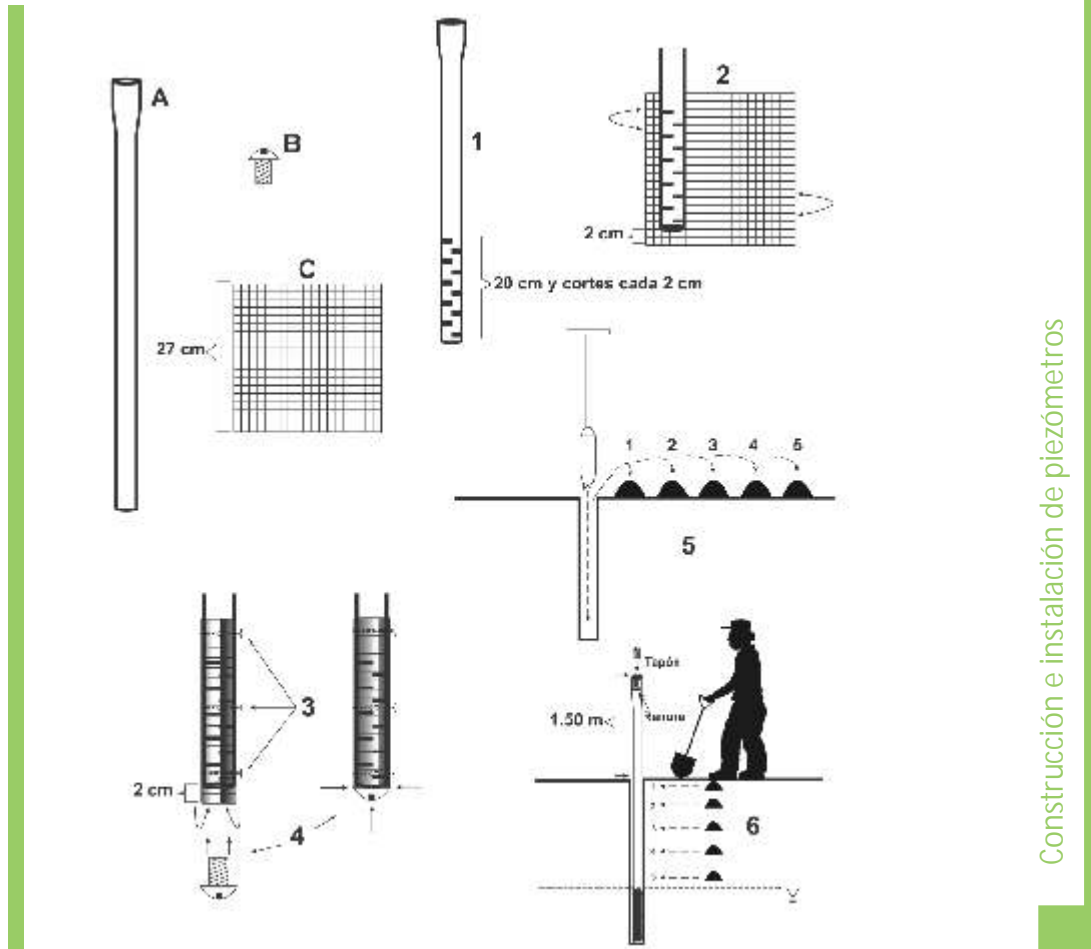


Figura 3. Construcción e instalación de piezómetros. A) tubo de PVC de $\frac{3}{4}$ a $\frac{1}{2}$ pulgada; B) tornillos inoxidables de $\frac{5}{8}$ "; C) tela Nytex. Los siguientes esquemas muestran detalles de la construcción del tubo. 1) tubo ranurado en la parte inferior; 2, 3 y 4) instalación de la tela nytex forrando el tubo y colocación del tornillo en la parte inferior para ayudar a introducir y mantener los extremos de la tela en el interior del tubo; 5) perforación del pozo con nucleador, donde la numeración indica el orden en que se extrajeron las capas de suelo; 6) instalación del piezómetro en el pozo donde se irá regresando el suelo en el orden en que fue excavado.

Se forra la zona de las perforaciones con malla para filtro de 22 cm por 20 cm, colocando cinta de aislar plástica en los extremos para facilitar el enrollamiento. Una vez que ha quedado enrollada, se asegura la malla con el hilo de alambre inoxidable, dando varias vueltas y usando las pinzas para dejarlo apretado. Las puntas deben quedar enrolladas sobre si mismas y viendo hacia arriba.

El extremo de tela que sobresale del tubo se flexiona hacia el interior y se coloca e introduce uno de los tornillos inoxidables . Con cinta de aislar se fija, con el fin de que sirva como tapón para impedir el paso de los sedimentos al interior.

Si en lugar de tubo de PVC se va a usar manguera coflex, se siguen los mismos pasos. La manguera se utiliza para hacer piezómetros denominados mini-piezómetros. La única diferencia con el paso anterior es que no se coloca tornillo en el extremo de la manguera. Frecuentemente la parte superior se coloca dentro de un tubo de PVC para darle rigidez. No se debe empujar mucho el tubo de PVC en el suelo, ya que se puede cubrir el filtro del piezómetro.

En el extremo superior del piezómetro también se coloca un tapón (tornillo, tapón de hule, etc.) para evitar que se metan animales. Se hace una ranura en la parte superior con la segueta para asegurar que entra aire y se equilibra con la presión externa (Figura 3.6).

Instalando los piezómetros

Una vez contruidos los piezómetros con tubo de PVC o manguera en número suficiente, se procede a la instalación en campo. Se elige el lugar para instalar (los criterios de discuten posteriormente) y se inicia la excavación de los pozos donde se colocarán los piezómetros.

Si se desea ver el tipo de suelo que hay, se pueden ir obteniendo muestras con un nucleador, mientras se excava un hoyo para colocar el piezómetro. Cuando se realiza la perforación de los pozos (por lo menos los primeros) se sugiere sacar el perfil del suelo e ir identificando la granulometría junto con el nivel freático. Esto se hace colocando, por orden de extracción sobre el suelo (usar plástico), los núcleos extraídos y se analizan. También se puede colocar en la palma de la mano parte del material que se extrajo del pozo y se le “palmea” para extraer el agua contenida. De esta manera se identifica la presencia y por tanto posición del manto freático. Esto se hace solamente donde el

suelo no está inundado. También se puede hacer el hoyo con una pala o cava hoyos, cuando ya no se busca realizar un perfil.

Es importante mencionar que el equipo y forma de instalar los piezómetros va a depender de las características del suelo. En ocasiones, en suelos muy blandos o saturados de agua no es necesario realizar la perforación, sólo se instalan a presión. Si el suelo no está duro, se coloca un palo resistente y se golpea con un marro con el extremo plástico. Ya que se tiene la profundidad deseada, se extrae y se reintroduce el piezómetro en el hueco.

Una vez excavado un pozo a la profundidad que se desea monitorear, se coloca dentro de éste el piezómetro hecho con tubo de PVC. Se procura que quede lo más recto posible. Una vez realizado lo anterior, se procede a rellenar el pozo con los sedimentos extraídos, iniciando con los que se sacaron al final. Una vez que el pozo ha sido rellenado, el resto de los piezómetros se instalan de la misma manera.

Terminada la instalación de los piezómetros es necesario etiquetarlos y ubicarlos en un mapa, de tal manera que sea fácil su identificación. Se toma la altura de los tubos desde el nivel de suelo hasta la punta y se anota el dato correspondiente para cada tubo. Se asegura que el tubo tenga el tapón y el orificio superior.

Cuando se ha terminado la instalación de la batería de piezómetros se procede a realizar la limpieza de los mismos. Ello consiste en bombear el agua de cada uno de los piezómetros con la bomba manual o automática. Esto se hace con el fin de sacar el sedimento que pudiese haber entrado al momento de colocarlos. Se deja que los pozos se estabilicen y se procede a realizar pruebas de conducción hidráulica. En primer lugar, con la sonda, se localiza la profundidad del nivel de agua y se anota el dato.

Es necesario contratar un topógrafo que permita localizar los puntos con respecto al nivel del mar, para poder saber la altitud real o bien contar con un punto cuya elevación es conocida previamente. Ver sección de análisis de datos. Cuando esto no es posible, es importante aclarar que los datos se reportan con respecto al nivel del suelo únicamente y que puede haber diferencias entre un sitio y otro.

PRUEBAS DE CONDUCCIÓN HIDRÁULICA

Para realizar las pruebas de conducción hidráulica es importante drenar los piezómetros y dejar que se estabilicen, como ya se explicó anteriormente. Esta prueba sirve para ver la rapidez con que el agua se mueve en el manto freático. Para realizar la prueba es necesario tener una garrafa de 20 litros llena con agua limpia, así como tener los embudos de plástico a la mano. El cronómetro debe estar listo y en ceros. La sonda para medir la profundidad del agua en el tubo también tiene que estar lista.

Se procede a llenar el piezómetro con el agua de la garrafa, usando el embudo. Una vez que el piezómetro es llenado hasta el tope, se toma el tiempo (segundos o minutos) en que tarda en bajar el nivel del agua y se estabiliza. Esta medida se hace con la sonda.

Es importante tener en cuenta que el tiempo cero es el que corresponde al tope del nivel del agua. En algunos casos es tan rápido el descenso del nivel que el tiempo que se toma puede ser incorrecto y hay que repetirlo varias veces. Sucede lo contrario también. Hay piezómetros que tardan varios minutos en bajar el nivel. Si no se está seguro de los resultados repita la prueba.

Una vez concluida esta prueba se recomienda hacer otra limpieza de los piezómetros y dejarlos tapados. Para tomar muestras de nivel del agua o bien muestras de agua para análisis, es necesario dejar reposar los piezómetros unos días (a consideración del investigador). Una vez realizados los pasos anteriores, y de acuerdo con los objetivos de la investigación, se procede a realizar el monitoreo del nivel freático de los piezómetros. La periodicidad de medición dependerá de los objetivos del trabajo.

MEDICIÓN DE LOS NIVELES DE AGUA Y OBTENCIÓN DEL HIDROPERIODO

Equipo

- Sonda para medir profundidad del agua en el piezómetro
- Cinta métrica, flexómetro o metro de madera
- Botas de plástico o vadeadores
- Libreta con los datos de los piezómetros (número, ubicación, dato anterior)
- Pluma de tinta indeleble o lápiz

Método

Se debe tener una lista de los piezómetros instalados con sus claves de identificación.

Es necesario elaborar un formato para captura de datos, además es bueno utilizar el mismo formato para cada vez que se vaya a monitorear los piezómetros.

Es muy importante que todos los niveles de los piezómetros de una misma zona sean medidos en el mismo día. Esto es fundamental, ya que los niveles pueden cambiar entre una medición y otra, especialmente si es época de lluvias e introducir errores en los datos.

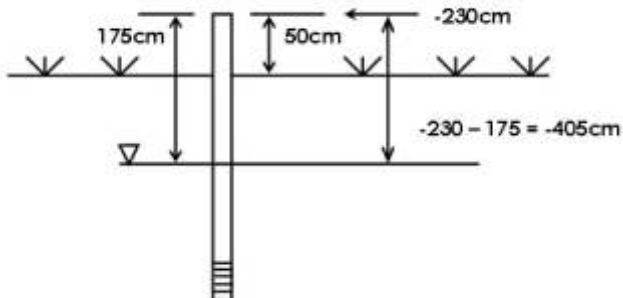
Forma de utilizar la sonda (esto puede variar de acuerdo con el modelo de sonda que se tenga):

- Seguir las instrucciones de funcionamiento de su sonda.
- Quitar el tapón del piezómetro e introducir la cinta de la sonda en el piezómetro y bajarla despacio. Cuando la sonda hace contacto con el agua, se genera un sonido fuerte como -¡BIP!- y se enciende la luz roja. Puede sacudir la cinta un poco para estar seguro que la sonda no está solamente en contacto con los lados del piezómetro húmedo. Una medida real tiene un sonido muy fuerte.
- Se mide la profundidad del agua que marca la cinta –parte superior– del piezómetro. Siempre se debe medir solamente en centímetros enteros ya que hay muchos errores asociados con la medida.
- Si el piezómetro se localiza donde hay agua superficial, debe medirse también la altura del piezómetro (Tubo PVC) que está por arriba del nivel del agua.
- Si está midiendo un mini-piezómetro (hecho con manguera) por lo general éstos se encuentran dentro de un tubo de PVC para darle verticalidad a la manguera. No se debe empujar mucho el tubo en el suelo, ya que se puede cubrir el filtro del piezómetro. Si esto sucede, no va a entrar agua al piezómetro y éste no va a funcionar.
- Es importante que no empuje mucho la cinta de la sonda en el agua – su tamaño es suficiente para desplazar el agua y esto genera lecturas erróneas.
- Si se están haciendo tomas de muestras para la geoquímica no se deben medir los niveles de agua previamente.

Análisis de los datos

Realmente, la medida del nivel es la profundidad a la cual se encuentra la cima -punto superior o que se localiza más arriba- del piezómetro. Para comparar una profundidad de un piezómetro con otro, se necesita corregir o modificar las medidas con respecto a un

Figura 4. Esquema donde se muestran los cálculos que se deben realizar para calcular el nivel real del agua del piezómetro.



punto de referencia común, que sea una construcción o algo permanente y no se mueva (por ejemplo una barda o un pozo). Para ello se sustrae la profundidad -la medida- de la elevación relativa. El resultado de esto es una medida de presión piezométrica relativa. Cuando el punto es muy alto, la mayoría de las elevaciones son negativas ya que se toman en referencia a ese punto. Finalmente, es necesario contratar un topógrafo que permita localizar los puntos con respecto al nivel del mar, para poder saber la altitud real o bien contar con un punto cuya elevación sea conocida previamente.

Ejemplo (Figura 4): Nivel medido = 175 cm medido del tubo PVC por arriba del suelo (*Stick-up*) = 50 cm. Elevación relativa a la cima del piezómetro = -230 cm. Nivel nuevo = -405 cm.

Con estos datos se puede elaborar una curva de nivel de inundación a través del tiempo. En la figura 5 se muestra el ejemplo de una selva inundable.

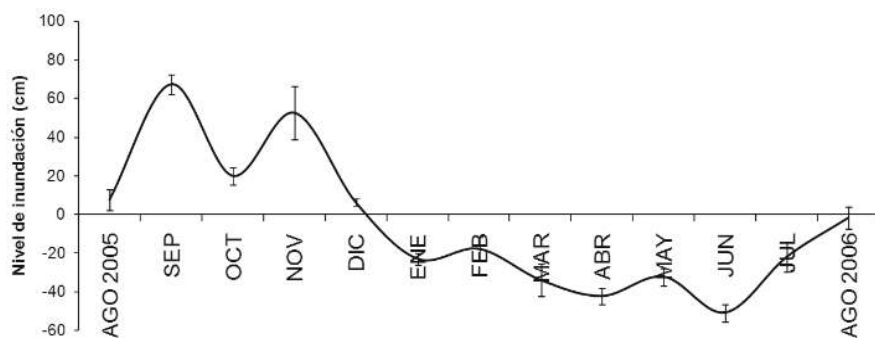


Figura 5. Hidroperiodo de la selva inundable Ciénaga del Fuerte, Tecolutla (agosto 2005-agosto 2006). Se muestra los pulsos de inundación durante la temporada de lluvias.

También se pueden realizar algunos cálculos como los que se enlistan a continuación. Para su interpretación es importante trabajar con un hidrólogo.

1. Comparar los niveles ajustados, realmente las presiones piezométricas del agua subterránea a algunas profundidades. Ello permite determinar zonas de presión más alta o más baja.
2. Utilizando estas presiones se puede hacer una red de flujo (*flownet*), o un mapa de las presiones del agua subterránea.
3. Se puede usar esta red para visualizar la dirección de flujo del agua subterránea.
4. Se pueden utilizar las presiones, con las distancias entre los piezómetros, para calcular lo que se llama la pendiente hidráulica.
5. Se puede determinar la cantidad del agua que fluye entre los sedimentos -con la pendiente hidráulica-, y también con una propiedad del sedimento que se llama conducción hidráulica (la cual se estima utilizando otras pruebas).

Literatura recomendada

- Blom, C.W.P M. y L.A.C.J. Voesenek. 1996. Flooding: the survival strategies of plants. *Trends in Ecology and Evolution* 11: 290-295.
- Lee, D.R. y J.A. Cherry. 1978. A field exercise on groundwater flow, using seepage meters and minipiezometers. *Journal of Geological Education* 7: 6-10.
- Mitsch, W.J. y J.G.Gosselink. 2000. *Wetlands*. 3a. ed. John Wiley & Sons Inc., Nueva York.
- Yetter, J.Ch. 2004. *Hydrology and Geochemistry of Freshwater Wetlands on the Gulf Coast of Veracruz, México*. Tesis de Maestría. Universidad de Waterloo, Ontario, Canadá.

EL AMBIENTE

2

Obtención de datos de salinidad,
conductividad y pH del agua

Dulce Infante Mata,
Luis Alberto Peralta
y Andrés Alberto Arrocha

Para la caracterización, monitoreo, y evaluación de distintos ambientes naturales o creados por el hombre, se miden parámetros físicos y químicos, los cuales permiten tener una imagen de las condiciones físicas y/o químicas que se presentan en estos ambientes en el momento de realizar la toma de la muestra y sacar los datos o la información.

Esa toma de muestras se realiza en los tres grandes ambientes que son el aire, el suelo y el agua, siendo esta última la de nuestro interés, ya que es uno de los elementos indispensables para la formación, permanencia y clasificación de los humedales.

La presencia o ausencia de algunas especies está determinada por las características físicas y químicas del agua, por lo que es necesario conocerlas. Sin embargo, no sólo están presentes por las características del ambiente, sino también por la presencia e interacción con otros organismos.

El relacionar las variables físicas y químicas del agua con los organismos (por ejemplo, los insectos acuáticos y la vegetación), permite hacer una mejor interpretación de lo que sucede en el humedal y tener bases para desarrollar índices que permiten evaluar de manera rápida las condiciones que guarda el ecosistema en cuestión. Un ejemplo de estos son los Índices de Integridad Biótica.

Actualmente existe equipo sencillo que permite medir, en campo, parámetros básicos como es la temperatura, salinidad, pH y la conductividad del agua. Sin embargo, estos valores son diferentes en función de donde se obtiene la muestra de agua.

En el humedal, el agua se puede encontrar como: i) agua superficial que corre o se estanca sobre el suelo, ii) agua intersticial, es decir la que está en contacto con las raíces de la planta a unos 15 o 20 cm de profundidad, y iii) agua del manto freático, que en alguna temporada del año se encuentra cerca de la superficie del suelo, durante el período de lluvias o bien llega a bajar a uno o dos metros de profundidad durante el período de secas.

El piezómetro permitirá tomar muestras de agua del manto freático, independientemente de la profundidad a la que se encuentre el agua (ver capítulo 1). Para tomar las muestras de agua del piezómetro es necesario haber dejado los piezómetros instalados en campo varios días antes. El agua intersticial se obtiene haciendo un hoyo en el suelo hasta la altura de las raíces de las plantas (15-20 cm) y tomando el agua con una jeringa, a partir del agua que fluye nuevamente al hoyo. Otra

manera es construyendo un tubo de cobre delgado de unos 60-80 cm de largo. El extremo inferior está sellado con epoxi y tiene en los 10 cm inferiores una serie de agujeros finísimos, hechos con taladro. Se introduce en el suelo hasta la profundidad deseada. La parte superior está conectada a una manguera de plástico, sellada al tubo. Este extremo se conecta a una llave de paso y a su vez a una jeringa de plástico de 60 mL. del tipo que usan los veterinarios.

En este capítulo sólo se abordará el muestreo, monitoreo o toma de datos de los parámetros de temperatura, conductividad, pH y salinidad. La determinación de estos parámetros es la misma independientemente de donde provenga el agua del humedal.

Es importante mencionar que siempre que se realiza la medición de un parámetro físico o químico mediante la utilización de equipos, es necesario limpiar y calibrar los equipos de acuerdo con las especificaciones del proveedor. De no hacerse, la información obtenida puede ser errónea. Si por alguna circunstancia no se cuenta o existen los manuales de los equipos que se utilizan, se puede localizar en la Internet información técnica de la mayoría de los equipos.

CONSIDERACIONES GENERALES PARA LA TOMA DE MUESTRAS

Es necesario tener una secuencia en el registro o toma de la información en campo.

1. Antes de tomar cualquier parámetro o muestra de agua, suelo, vegetación o fauna, es necesario examinar el aspecto general del lugar y anotarlo en la libreta de campo (no dejar nada a la buena memoria) ya que esta información permitirá hacer una mejor interpretación de los resultados obtenidos. Como ejemplo de la información que se puede considerar relevante anotar es: época del año, hora del muestreo, nubosidad, si llovió o no, presencia de actividades agropecuarias o industriales, cercanía de pozos, presencia o cercanía de casas, zonas habitacionales, ductos de PEMEX, cableado de alta tensión de CFE, entre otros.
2. Una vez que se realiza lo anterior, procure no pisotear o mover la vegetación, troncos, agua, etc., ya que de hacerlo se alteran las condiciones que se requiere evaluar.
3. Si el muestreo que realiza incluye varias tomas de muestras es importante iniciar con los parámetros físicos y químicos del agua, posteriormente los de fauna (insectos, peces, anfibios) y al último la vegetación.

4. Cualquier equipo y material que se utiliza para medir, determinar un parámetro o tomar una muestra de agua, debe ser primero calibrado y segundo ser lavado con detergentes especiales libres de fosfatos como el Extran y enjuagados con agua destilada.
5. Si no se cuenta con el detergente especial, se puede utilizar otras marcas que se encuentren en el mercado que presentan baja concentración de fosfatos.
6. Si no cuenta en el momento de salir a campo con agua destilada, puede utilizar agua baja en sales (embotellada) para enjuagar los equipos.
7. Cuando se mide un parámetro es necesario enjuagar el material y/o equipo utilizado con agua del mismo sitio, para no contaminar las muestras y alterar el resultado.
8. Asegúrese siempre de enjuagar los equipos antes de guardarlos.
9. Si la muestra de agua se extrae de los piezómetros es necesario extraer el agua de cada piezómetro varias veces (mínimo tres). Esto obedece a que el agua que se encuentra en el piezómetro es la que se almacenó y entró en contacto con el aire del tubo ocasionando que sus propiedades geoquímicas no representen las del agua subterránea.
10. Para los piezómetros que producen mucha agua, es necesario bombear un mínimo de 3 volúmenes de aproximadamente 750 mL.
11. Para los piezómetros que no producen mucha agua, se debe bombear el piezómetro hasta que esté seco (no salga agua) mínimo 3 veces. Para esto se necesita mucho tiempo y hay que tener paciencia. Se debe esperar hasta que el piezómetro esté recuperado (con agua). Esto puede llevarse algún tiempo –minutos, horas o hasta uno o dos días-, por lo que hay que dejar los tubos de la bomba y el frasco o la jeringa dentro del piezómetro y regresar más tarde.
12. Para la prevención de contaminación de las muestras, se necesita limpiar con agua del piezómetro todo el equipo que estará en contacto con la muestra de agua (tubos de la bomba, frascos, botellas, jeringas, sondas, filtros, etc.). Cuando se necesita esperar mucho tiempo entre la toma de muestras de agua -30 a 45 minutos- se pueden hacer los análisis o toma de muestras de otros piezómetros. Es muy importante usar material/equipo diferente para cada piezómetro para evitar la contaminación. No reutilice el equipo sin limpiarlo.
13. En el campo se tienen que realizar los análisis lo más rápido posible, debido a que algunas propiedades fisicoquímicas cambian rápidamente. Recuerde que el agua subterránea es diferente del agua superficial, porque no está en contacto con el oxígeno, y tiene una presión diferente, a la atmosférica.
14. Se debe escribir la fecha con los datos para cada análisis y el número de piezómetro.

TEMPERATURA

La temperatura condiciona las reacciones tanto fisiológicas del organismo como de los procesos que se realizan en el medio que los rodea. Ejemplo de ello es la transferencia de oxígeno de la atmósfera al agua y la velocidad de disolución de diferentes sustancias en el agua.

La forma más sencilla de medir este parámetro es con un termómetro de mercurio o alcohol. Otra forma es con equipos multiparamétricos que tienen sensores de temperatura y que en pantalla indican el valor de la temperatura.

El pH

De manera formal el pH es el logaritmo negativo de la actividad de los iones de hidrógeno. Sin embargo, habría que definir antes que es la actividad y por qué se suele decir que el pH es el logaritmo negativo de la concentración de iones de hidrógeno. La actividad se define como el producto del coeficiente de la actividad y la concentración.

A_c = actividad del ión

C = concentración del ión

Y_c = coeficiente de actividad

$$A_c = Y_c [C]$$

El coeficiente de actividad no es más que un factor que se encuentra en un intervalo entre cero y uno, de manera que $Y_c=1$ es un valor ideal y la actividad sería igual a la concentración. Esto significa que realmente hay más iones de hidrógeno, sin embargo, sólo un porcentaje de ellos generan cambios de pH, ya que los otros se encuentran afectados por la fuerza iónica (que es la suma de las concentraciones de los iones en unidades moles/L M). Podría decirse que otros iones atrapan a los iones de hidrógeno. De lo anterior se deduce porque se suele referir al pH como el logaritmo negativo de la concentración de iones de hidrógeno.

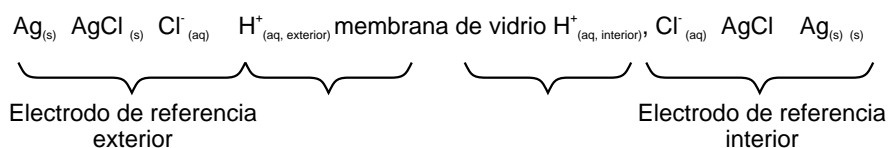
Normalmente se escribe $pH = -\log[H^+]_{H^+}$

en lugar de

$$pH = -\log[H^+]$$

Se menciona todo lo anterior debido a que finalmente lo que un potenciómetro mide, es la actividad de los iones de hidrógeno.

Existen varios métodos para determinar el pH de una sustancia, en este caso del agua del humedal. Se puede hacer utilizando potenciómetros o papel indicador de pH. El electrodo del potenciómetro que se utiliza para realizar mediciones de pH es el electrodo de vidrio selectivo de iones, el cual está integrado por dos electrodos de referencia. Uno mide iones de hidrógeno del exterior (muestra) y el otro los iones de hidrógeno del interior (solución dentro del electrodo) (Skoog *et al.* 1999).



El electrodo de referencia consiste en un alambre de plata cubierto con cloruro de plata, inmerso en una solución de cloruro de potasio saturado (Figura 1).

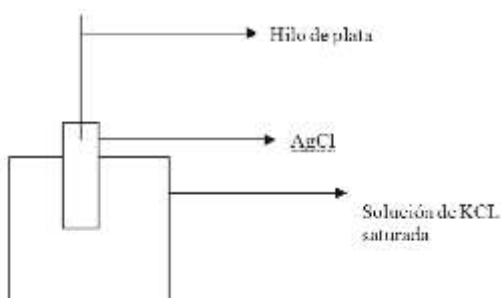


Figura 1. Diagrama que muestra los componentes de un electrodo.

En el esquema anterior se ve un solo electrodo, el cual usa alambre de platino para cerrar el circuito. En el caso del electrodo de pH se usan dos electrodos de referencia, siendo el interior el que envía un flujo constante de electrones al potenciómetro y el exterior el que recibe protones H^{+} , de tal manera que se vuelve positivo (Figura 2).

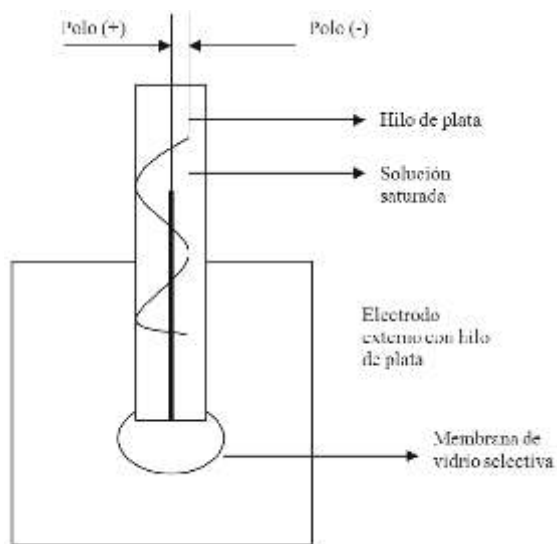


Figura 2. Electrodo de pH indicando sus componentes.

Es necesario mencionar todo lo anterior dado que muchas ocasiones no se comprende el porqué de mantener los electrodos limpios, sobre todo en los humedales donde se descompone la materia orgánica en lípidos, proteínas, y otros compuestos, inclusive lodo, que pueden llegar a adherirse al electrodo.

De manera más general se pueden usar otros indicadores como el papel pH y el papel tornasol, que contiene compuestos químicos que reaccionan con los hidrogeniones (H^+) cambiando de color (Figura 3).

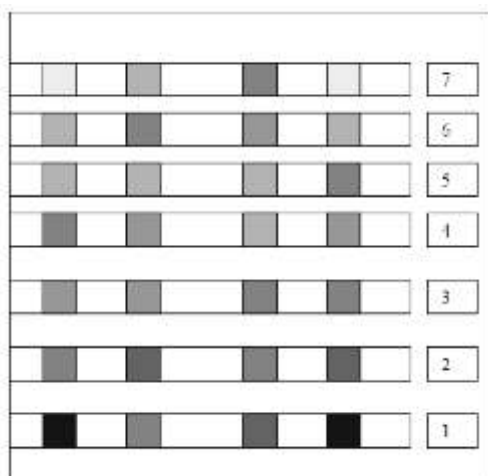


Figura 3. Esquema que muestra la escala del papel pH que utiliza colores, el cual se puede adquirir fácilmente.

Es importante determinar el pH ya que juega un papel importante en la presencia o ausencia de organismos e influye en el metabolismo de éstos.

■ CONDUCTIVIDAD

La conductividad eléctrica (CE) es una medida que depende de los iones presentes en la disolución. Se da en unidades de mS/cm (mili Siemens por centímetro), S/cm, mmohm/cm (microhm por centímetro) y se simboliza por la letra S o k.

El índice TDS o Sólidos totales disueltos -STD (siglas en inglés TDS- Total Dissolved Solids) es una medida de la concentración total de iones en solución.

Los parámetros STD y CE pueden relacionarse con las siguientes fórmulas.

$$\text{STD (mg/l)} = 0.5 \times 1000 \times \text{CE (mS/cm)}$$

$$\text{STD} = 0.9 \times \text{CE (mS/cm)}$$

$$\text{STD (mg/l)} = 640 \times \text{CE (ms/cm)}$$

El factor más usado es el de 0.5 para el agua. Con valores amplios de STD, la relación STD/EC aumenta y el factor tiende a 0.9 Para propósitos de uso de agua en agricultura e irrigación, los valores de EC y STD están relacionados y se pueden convertir con una precisión de aproximadamente un 10% usando el factor de 640.

De igual manera estas medidas están relacionadas con la temperatura y existen factores para usarse bajo distintas temperaturas. Los equipos suelen convertir estas dos medidas en base a un ajuste con la temperatura, sin embargo, las medidas de conductividad en aguas residuales no son confiables por lo que no es recomendable hacer conversiones a STD.

$$K_{20} = \frac{K_t}{1 + \frac{f}{100} \cdot (t - 20)}$$

K_{20} = Conductividad estándar referida a 20 °C (Sm^{-1}).

K_t = Conductividad medida a t °C (Sm^{-1}).

f = Factor de conversión que relaciona la conductividad con la temperatura.

t = Temperatura (°C).

A raíz de esto, es normal ver en una sonda 2 puertos para la conductividad y 2 más para el termopar que mide la temperatura. Ello se debe a que la conductividad tiene una relación marcada con la temperatura. No se incluye más información acerca del funcionamiento de termopares ya que lo importante es saber cómo la temperatura está relacionada con los STD y la conductividad eléctrica y a partir de ello se puede calcular la salinidad de una sustancia.

SALINIDAD

La salinidad del agua continental se define como la concentración de sales disueltas en el agua. En general está determinada por la presencia de los siguientes iones: Calcio (Ca), Magnesio (Mg), Sodio (Na), Potasio (K), Carbonato (CO_3), Sulfato (SO_4) y Cloruros (Cl). La salinidad se suele expresar en unidades como partes por mil (ppm) o unidades prácticas de salinidad (ups).

La salinidad se puede determinar por varios métodos químicos (ver bibliografía) y físicos. Los métodos físicos se determinan con aparatos como las sondas multiparamétricas, donde se calcula la concentración de sólidos disueltos totales (TDS o STD), como se mencionó anteriormente, y es transformada en concentración de salinidad. El otro método es mediante el uso de refractómetros.

Refractómetro medidor de salinidad (salinómetro)

Los refractómetros (Figura 4) son instrumentos que aprovechan la desviación de la luz al atravesar soluciones; esto es lo que se llama índice de refracción el cual es una característica particular de las sustancias. Considerando estas características, los refractómetros pueden calcular la concentración de un soluto disuelto en agua, de tal manera que el equipo lo que realiza es una conversión del índice de refracción en unidades de concentración de la sustancia analizada.

A continuación se muestra el funcionamiento de un refractómetro o salinómetro

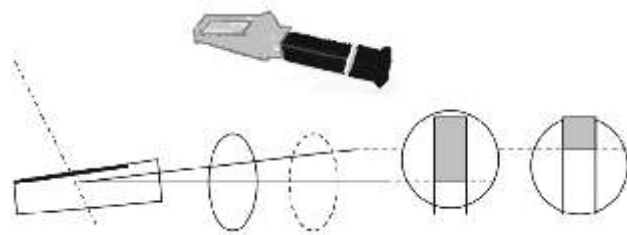
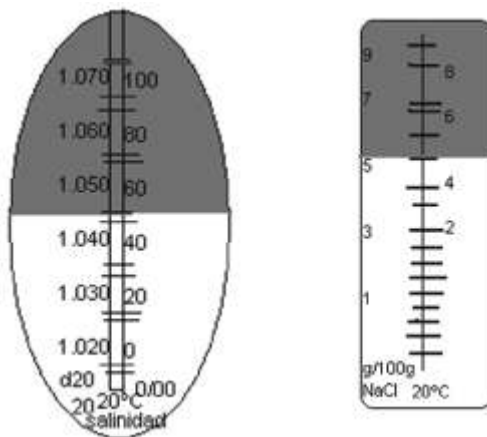


Figura 4. Esquema de un refractómetro y el sistema óptico que utiliza.

Algunos salinómetros manejan la escala en g/100g o % peso/peso de NaCl, otros en partes por mil (0/00) de salinidad (Figura 5).

Figura 5. Escalas que manejan algunos salinómetros.



¿Cómo usar un refractómetro?

- 1.- Abrir el cristal del frente y aplicar una o dos gotas de la solución muestra a la superficie del prisma. Mantener el equipo en paralelo con la superficie para que la muestra no se corra.
- 2.- Cerrar suavemente el vidrio frontal. La muestra debe formar una película delgada sobre la superficie entera del prisma. Si la muestra no cubre todo el prisma, agregar más solución. Pueden resultar medidas inexactas si la muestra no cubre el prisma.
- 3.- Observar por la rendija. Enfocar la vista en el nivel de la escala.
- 4.- El campo visual superior aparece en azul y el inferior en blanco. La medida se toma en la interfaz de ambos campos.
- 5.- La escala 0/00 es partes por mil.
- 6.- Se debe calibrar el equipo a menudo con agua destilada a 20 °C, y la línea debe estar en 0 cuando el agua destilada haya sido agregada al prisma.

Equipo y material necesario para realizar la toma de muestras en los piezómetros:

- Manguera de plástico o silicón (para acuario) delgado conectado a una jeringa.
- Bomba para vaciar de agua el piezómetro
- Tubos para la bomba (tubo sílica con 2 tubos plásticos)
- Frascos plásticos
- 2 ó 3 jeringas de plástico de 60 mL
- Pluma
- Libreta con los datos de los piezómetros
- Marcadores
- Potenciómetro para pH o papel para medir pH
- Equipo multiparamétrico de campo para temperatura, salinidad, conductividad, oxígeno disuelto (en función de los parámetros que se desea medir)
- GPS

Para la toma de muestras del agua superficial sólo se necesita un frasco de plástico. Si no se tiene equipo y hay que transportar las muestras a un laboratorio, se recomienda congelar las muestras o bajar la temperatura a 4 °C.

Considerando la experiencia que se tiene en el muestreo y monitoreo de los humedales, los equipos que han funcionado para realizar estas mediciones son los multiparamétricos y las sondas YSI, y para los análisis en laboratorio y campo los equipos de HANNA y HACH.

Literatura recomendada

- APHA-AWWA-WPCF. 1992. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. American Public Health Association. Washington, USA.
- Arriaga-Cabrera, L., V. Aguilar Sierra y J.S. Alcocer-Durand. 2000. *Aguas Continentales y Diversidad Biológica de México*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO). México.
- Contreras, F. 1993. *Ecosistemas Costeros Mexicanos*. CONABIO-UNAM-UAM-Iztapalapa. México.
- Contreras, F. 1994. *Manual de Técnicas Hidrobiológicas*. Ed. Trillas. México D.F.
- Cronk, J.K. y M.S. Fennessy. 2001. *Wetland Plants. Biology and Ecology*. Lewis Publishers. Nueva York.
- De la Lanza, G. y J.L. García Calderón. 2002. *Lagos y Presas de México*. AGT Editor. DF, México.
- Dodds, W.K. 2002. *Freshwater Ecology. Concepts and Environmental Applications*. Academic Press. Nueva York.
- Harris, D.C. 2007. *Análisis Químico Cuantitativo*. Reverte. México DF.
- Skoog, D.A., D.M. West y F.J. Holler. 1999. *Química Analítica*. McGraw-Hill, México DF.
- Margalef, R. 1983. *Limnología*. Omega. Barcelona.
- Latimer, G.W. y W. Horwitz (eds) 2007. *Official Methods of Analysis of AOAC International*. 18 th ed. AOAC International. Gaithersburg (Md).
- Scheffer, M. 1998. *Ecology of Shallow Lakes*. Kluwer Academic Publisher. Holanda
- Snoeyink, V.L. y D. Jenkins. 2002. *Química del Agua*. Noriega Editores. México D.F.
- <http://www.lenntech.com/espanol/conductividad-agua.htm>
- http://www.infoagro.com/hortalizas/conductividad_electrica.htm

EL AMBIENTE

3

Geoquímica del agua

Luis Alberto Peralta Peláez
y Jane Yetter

El agua del manto freático difiere en sus características físicas y químicas del agua superficial y del agua intersticial. Algunos parámetros físicos y químicos pueden medirse *in situ*, pero otros muchos implican el transporte de las muestras al laboratorio para su análisis. Aportan, además de información sobre los nutrientes y contaminantes, datos que permiten entender la procedencia distal y local del agua que alimenta el manto freático.

Es muy importante antes de iniciar los análisis de geoquímica, estar seguro que hay tiempo suficiente para realizarlos. No hacer los análisis de prisa. Son pruebas que requieren de paciencia ya que de lo contrario los resultados del análisis serán pobres.

Equipo necesario para realizar la toma de muestras para la geoquímica:

- Tubos de plástico (para acuario) delgados para cada piezómetro. Son marcados y organizados por sitio. Si usa el mismo tubo para todos los piezómetros (no es recomendable hacer esto), se necesita limpiar el tubo con suficiente agua del piezómetro cada vez que cambia el piezómetro. Si usa tubos diferentes, necesita menos agua del piezómetro y necesita menos tiempo.
- Bomba de agua portátil
- Tubos para la bomba (tubo silicón con 2 tubos plásticos)
- Frascos plásticos
- 2 ó 3 jeringas de plástico de uso veterinario
- 1 ó 2 filtros plásticos grandes
- 2 filtros pequeños de plástico, para las jeringas
- Papel de vidrio para filtración, grandes (47 mm)
- Microfiltros (0.45 μm), grandes (47 mm)
- Microfiltros (0.45 μm), pequeños (25 mm)
- Tubos extras (algunos tubos de plástico)
- Cinta teflón (naranja)
- Lubricante silicón (*high vacuum grease*)
- Alambre (para pescador)
- Pinzas pequeñas
- Cinta de algunas colores para etiquetas (verde, azul, amarilla, blanca)
- Frasco gotero con HNO_3 fuerte
- Frasco gotero con H_2SO_4 fuerte
- Frasco gotero con HCl o ácido fosfórico

- Papel para pH (con cuadros chiquitos de colores)
- Bolsas ziploc
- Pluma
- Libreta con los datos de los piezómetros
- Marcadores
- Botellas *nalgene* de 120 mL (recomendadas, pero se pueden utilizar de otras si no las consigue en el mercado, siempre y cuando sean de plástico)
- Botellas *vacutainer* (para carbono orgánico disuelto)
- Potenciómetro para pH
- Equipo multiparamétrico de campo para temperatura, salinidad, conductividad, oxígeno disuelto, otros
- Caja de *oxygen 1 vacuvials**
- Caja de *oxygen 2 vacuvials**
- Espectrofotómetro para oxígeno disuelto en campo*
- Frascos pequeños, 30 mL (use para oxígeno disuelto)*
- 2 filtros para luz – hay 2 botellas de vidrio que contienen estos filtros (para usar con el espectrofotómetro)
- 2 botellas *nalgene* de 500 mL para agua desionizada (pizetas)
- Tijeras o una navaja
- Equipo para alcalinidad en campo (de Canadá)
- Guantes de látex
- *Kimwipes* (como pañuelo de papel – kleenex -muy delicado)
- Bolsa para basura (o use una ziplock)
- Hielera y ¡hielo!

Nota: (*) Si le es posible conseguir este equipo y materiales realice las pruebas con éstos. Si no es posible, lleve a cabo las determinaciones con los aparatos o con la técnica que pueda utilizarse en campo.

CONSIDERACIONES GENERALES PARA LA TOMA DE MUESTRAS

1. Cuando comience a bombear para extraer la muestra de agua de un piezómetro, el agua que sale primero es vieja por lo que hay que desecharla. Esto se debe a que las propiedades geoquímicas que tiene no representan las del agua subterránea, ya que pudo haber pasado mucho tiempo y esta agua estuvo en equilibrio con la presión atmosférica y en contacto con oxígeno del aire. También, quizás hay agua superficial en el tubo,

especialmente si no están tapados. Usualmente, el volumen que bombea y se desecha es tres veces el volumen del agua en el piezómetro.

2. Para los piezómetros que producen mucha agua, es necesario bombear un mínimo de 3 volúmenes de un frasco plástico (aproximadamente 750 mL). La recomendación es que entre más, es mejor.
3. Para los piezómetros que no producen mucha agua, se debe bombear el piezómetro hasta que está seco (no salga agua) mínimo 3 veces. Para esto se necesita mucho tiempo y hay que tener paciencia. Se debe esperar hasta que el piezómetro esté recuperado. Esto puede llevarse algún tiempo –minutos, horas o hasta uno o dos días, por lo que hay que dejar los tubos de la bomba y el frasco o la jeringa dentro del piezómetro y regresar más tarde.
4. Para la prevención de contaminación de las muestras, se necesita limpiar con agua del piezómetro todo el equipo que estará en contacto con la muestra de agua (tubos de la bomba, frascos, botellas, jeringas, sondas, filtros, etc.).
5. Cuando se necesita esperar mucho tiempo entre la toma de muestras de agua – como 30 a 45 minutos – se hacen los análisis o toma de muestras de otros piezómetros. Es muy importante usar material diferente para cada piezómetro y evitar la contaminación! ¡No reutilice el equipo y el material sin limpiarlo!
6. También, para evitar contaminación de sus muestras, es necesario (recomendado) usar guantes de látex. Se tienen que usar guantes diferentes para cada pozo, y si se ensucian, cambiarlos ya que de no hacerlo, contaminará (sudor, repelente, etc.) las muestras.
7. En el campo se tienen que realizar los análisis los más rápido posible, debido a que algunas propiedades fisicoquímicas cambian rápidamente. Recuerde que el agua subterránea es diferente del agua superficial, porque no está en contacto con la atmósfera (oxígeno) y tiene más presión que la atmósfera.
8. Escriba la fecha con los datos para cada análisis

ANÁLISIS EN CAMPO

Estos parámetros se miden con el equipo multiparamétrico o cualquier instrumento que usted utilice para esto, pero tiene que realizarse en campo.

pH

Limpie la sonda de pH en un vaso de precipitados o el recipiente donde tome la muestra con agua del piezómetro. Para realizar esta prueba se necesita bombear una cantidad mínima de 40-50 mL de agua al frasco. Ponga la sonda y espere hasta que la medida sea estable. Si el piezómetro produce mucha agua, bombear continuamente y escribir el dato en su libreta. Posteriormente limpie la sonda con agua destilada. Si no cuenta con un potenciómetro, el valor se puede determinar con papel indicador de pH.

Conductividad, salinidad y temperatura

- Limpie la sonda con agua del piezómetro. Se necesita filtrar la muestra y para ello limpie un filtro chico de plástico con agua del piezómetro.
- Coloque un papel filtro (o un papel azul del paquete de filtros) en el filtro plástico.
- Limpie una jeringa con agua del piezómetro y llénela.
- Utilice el filtro con la jeringa – se tiene el agua en la jeringa. Se necesita un mínimo de 30 mL del agua en la jeringa, pero si puede bombear continuamente hágalo. Cuando los datos son estables en la pantalla del aparato, escriba los datos en su libreta y limpie la sonda con agua destilada o desionizada.

Oxígeno disuelto (OD)

Esta propiedad es la más difícil de analizar bien en campo debido a como se toma la muestra. La medición debe hacerse inmediatamente después de obtenida la muestra de agua. A continuación se describe el método utilizando el equipo.

La sonda que mide oxígeno disuelto (OD) funciona bien solamente cuando hay más de 1-2 mgL⁻¹ de OD en el agua. Usualmente el agua subterránea tiene menos que 2 mgL⁻¹. Por tanto las sondas para OD no son apropiadas, pero si no tiene otra manera de hacerlo utilícelas y reporte como fue que obtuvo los resultados.

Necesita usar las ampollitas (*Vacuvial*) para medir OD. Estas ampollitas contienen líquido amarillo y son de dos tipos *OXYGEN 1* o *OXYGEN 2*.

- *OXYGEN 1*: son para concentraciones de OD de 0 a 2 mgL⁻¹.
 - *OXYGEN 2*: son para concentraciones de OD de 0 a 15 mgL⁻¹.
 - Las de *OXYGEN 1* son mejores para muestras que tienen poco OD, porque son más precisas para concentraciones menores de 2 mgL⁻¹. Utilice éstas primero. Si en el espectrofotómetro aparece *OVERRANGE*, repita la prueba pero ahora con una ampollita de *OXYGEN 2*.
1. Si hay algunas burbujas en el agua o en los tubos, la medida no será correcta, por lo que tendrá que tomar otra muestra. Se necesitan al menos 30 mL de agua sin burbujas. Bombeé el agua lentamente del piezómetro. Si no hay agua suficiente, necesita esperar.
 2. Bombeé continuamente agua del piezómetro en un frasco chico (de 30 mL) y esté seguro que no hay burbujas. Cuando el agua fluye continuamente en el frasco, ponga una de las ampollitas *Vacuvial*. Rompa el extremo delgado dentro del agua – empuje la botellita al fondo del frasco. No bombeé más agua y espere 2 minutos.
 3. Recuerde que los reactivos de las ampollitas son sensibles a la luz solar, por lo que es necesario guardarlas en su caja, en la sombra y/o en una mochilla.
 4. Prepare el espectrofotómetro, coloque el filtro de luz negro rectangular de *Oxygen 1* en la ranura a la izquierda. En la caja del espectrofotómetro hay una ampollita como las *Vacuvials* que contiene líquido sin color y la palabra *ZERO*. Esta se utiliza para calibrar el espectrofotómetro. Límpiela con un *KimWipe* y colóquela en la ranura a la derecha del filtro, con la línea de la botellita alineada con la del espectrofotómetro. El espectrofotómetro indica *ZEROING* cuando está listo y emite un sonido. El aparato le solicita entonces que coloque (*OXYGEN 1 READY*) la ampollita con la muestra. Saque la ampollita de calibración y coloque su muestra. El espectrofotómetro dice *MEASURING*, mientras está haciendo la lectura, después da la concentración de oxígeno disuelto en mgL⁻¹ (igual a ppm). Una vez hecho esto se retira la ampollita y se tira y se saca el filtro de luz también.
 5. Si la medida es muy alta (más que 2 ppm), probablemente hay un error en la lectura o las ampollitas están mal.
 6. Si no cuenta con este equipo, puede realizar los análisis con el equipo multiparamétrico o con el que usted cuente.

Alcalinidad

Hay equipo HACH especial para analizar esta propiedad en campo. Si no cuenta con este equipo prepare la técnica que utilice para hacerlo en laboratorio o campo. Para ello revise las técnicas que aparecen en APHA (1992) y AOAC (2007). Es necesario indicar siempre que método utilizó para la obtención de los datos.

TOMA DE MUESTRAS EN BOTELLAS DE PLÁSTICO PARA ANALIZAR EN EL LABORATORIO

Tipos de botellas

Las botellas que se recomienda utilizar son de marca Nalgene con un volumen de 120 mL. Si no puede conseguir este tipo de botellas, puede utilizar botellas de plástico del mismo volumen previamente lavadas y enjuagadas con solución ácida y agua destilada según sea el caso.

Filtración

Para la toma de muestras es necesario filtrar el agua de las muestras (porta filtros Swinnex) con un filtro de $0.45\mu\text{m}$. Hay 2 tipos de filtros:

- Vidrio: para partículas grandes como sedimentos
- Microfiltros: para filtrar a $0.45\mu\text{m}$. Se usan los filtros, los cuales son de color blanco

Hay 2 tamaños de filtros:

- *Grande: 47mm.* Para usar con los filtros de plástico grandes. Los filtros de vidrio son solamente de este tamaño. Hay también microfiltros en este tamaño.
- *Chico: 25 mm.* Para usar con los filtros plásticos chicos, junto con las jeringas. Hay solamente microfiltros en este tamaño.

Puede colocar 2 filtros, uno de vidrio y uno micro, en el mismo aparato para filtrar. Asegúrese que el microfiltro esté colocado después el filtro de vidrio en el sentido en que entra el agua por el aparato. Conecte el filtro plástico a la bomba e inicie la filtración. También puede utilizar los filtros pequeños con las jeringas para filtrar el agua a $0.45\mu\text{m}$.

Problemas que se pueden presentar durante la filtración

1. *Hay mucha presión cuando se bombea:* a veces la presión es mucha y las conexiones se pueden desprender o romper. En ocasiones no se puede sacar agua del piezómetro.

Soluciones:

- Usar solamente un filtro de vidrio cuando se bombea. Después, bombear la muestra por un microfiltro, o utilizar una jeringa para filtrar a 0.45µm.
 - No utilice los filtros cuando bombea el agua del piezómetro. Guarde el agua en una botella o frasco y la filtra después. Utilice los filtros grandes y la bomba, o solamente una jeringa y un microfiltro.
 - Cuando el piezómetro produce mucha agua, es mejor filtrar el agua después que se bombea del piezómetro.
2. *Las conexiones de tubos se desprenden:* es que hay muchísima presión. Se puede usar cinta Teflón, lubricante de silicón, y alambre para hacer las conexiones más seguras.
 3. *El agua tiene color (usualmente amarilla).* Si se presenta esto quiere decir que hay muchas sustancias orgánicas en el agua. Cuando esto ocurre utilice los microfiltros y la jeringa para filtrar las muestras hasta que el agua ya no tenga color.
 4. *Es importante comprobar que el agua no tiene color o partículas.* Si tiene dudas, filtre la muestra cuantas veces lo considere necesario con los microfiltros.

PRESERVACIÓN DE LAS MUESTRAS

Las botellas tienen que ser llenadas hasta el cuello o bien con más de 120 mL para los análisis. Etiquete las botellas utilizando cinta para evitar que se pierda y márkela con un plumón indeleble:

- Número o identificador del piezómetro (ejemplo PL3) y sitio
- Tipo de análisis que se hará (aniones, cationes, NO₃ y NH₄, fosfato, etc)
- Fecha de muestreo
- Ácido que usó para preservación
- Cualquier otro dato que considere importante

Todas las muestras del mismo piezómetro deben colocarse en una bolsa de plástico y guardarlas en hielo. Es importante que se mantengan con la temperatura baja.

Aniones

Filtrar el agua del piezómetro con un filtro de 0.45µm. Utilice de preferencia una botella plástica *Nalgene* de 120mL o de las que utilice normalmente y guárdelas en la hielera.

Cationes

Filtrar el agua del piezómetro con un filtro de 0.45µm. Preservar con HNO₃ a pH de 1.5 o menos. Utilice el papel para pH para checar el pH. Utilice de preferencia una botella plástica *Nalgene* de 120 mL o de las que utilice normalmente y guárdelas en la hielera.

Fosfato

Filtre el agua del piezómetro con un filtro de 0.45µm. Utilice de preferencia una botella plástica *Nalgene* de 120 mL o de las que utilice normalmente y guárdelas en la hielera.

NO₃ y NH₄

Filtre el agua del piezómetro con un filtro de 0.45µm. Se debe preservar con H₂SO₄ a pH de 1.5 o menos. Pruebe el pH con el papel para pH. Utilice de preferencia una botella plástica *Nalgene* de 120 mL o de las que utilice normalmente y guárdelas en la hielera.

Carbono orgánico disuelto

Filtre el agua del piezómetro con un filtro de 0.45µm. Utilice botellas especiales *Vacutainer*. Acidifique la muestra con HCl o ácido fosfórico a pH menos de 3. Utilice de preferencia una botella plástica *Nalgene* de 120 mL o de las que utilice normalmente y guárdelas en la hielera.

Sílice

Filtre el agua del piezómetro con un filtro de 0.45µm. Acidifique la muestra con HNO₃ a pH menos de 3. Utilice de preferencia una botella plástica *Nalgene* de 120 mL o de las que utilice normalmente y guárdelas en la hielera.

Literatura recomendada

- APHA-AWWA-WPCF. 1992. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. American Public Health Association. Washington.
- Contreras, F. 1994. *Manual de Técnicas Hidrobiológicas*. Ed. Trillas. México D.F.
- Dodds, W.K. 2002. *Freshwater Ecology. Concepts and Environmental Applications*. Academic Press. Nueva York.
- Drever, J.I. 2002. *The Geochemistry of Natural Waters. Surface and Groundwater Environments*. Prentice Hall. Nueva Jersey.
- Fetter, C.W. 2001. *Applied Hydrogeology*. Prentice Hall. Nueva Jersey.
- Harris, D.C. 2007. *Análisis Químico Cuantitativo*. Reverte. México DF.
- Skoog, D.A., D.M. West y F.J. Holler. 1999. *Química Analítica*. McGraw-Hill, México DF.
- Margalef, R. 1983. *Limnología*. Omega. Barcelona.
- AOAC. 2007. Latimer, G.W. y W. Horwitz (eds) *Official Methods of Analysis of AOAC International*. 18 th ed. AOAC International. Gaithersburg (Md).
- Scheffer, M. 1998. *Ecology of Shallow Lakes*. Kluwer Academic Publisher. Holanda
- Snoeyink, V.L. y D. Jenkins. 2002. *Química del Agua*. Noriega Editores. México D.F.

EL AMBIENTE

4

Construcción de un sensor de nivel del manto freático

Basilio Viccon Anell,
Marco Polo González Arroyo,
Carlo Emanuel Bravo Rueda,
Rubén Sosa Oliveros,
Erik Fernández Bandala
y Luis Alberto Peralta Peláez

La necesidad de crear un dispositivo capaz de detectar aguas subterráneas por medio de piezómetros nació debido a las investigaciones que se realizaron en el humedal de CICOLMA en La Mancha, Municipio de Actopan. En México no se encontró este tipo de dispositivo, porque la mayoría de detectores de agua se enfocan a fugas dentro de casas o negocios y no para la investigación de campo. Se buscaron dispositivos que realizaran esa función y no se encontraron productores de este tipo de equipos, sólo distribuidores de marcas extranjeras.

Es importante diseñar y construir este tipo de dispositivos ya que no se producen en el país. Esto trae beneficios a aquellas personas que se dedican a la investigación y preservación de zonas naturales.

El costo de cada aparato es bajo, debido a que se elaboran con componentes que se encuentran fácilmente en el país y no son caros, en comparación con el costo de los importados, porque su precio está en dólares.

Los detectores de agua aquí propuestos son electrónicos, se diseñaron para subir y bajar el sensor que detecta el agua de manera automática, y mostrar en pantalla la distancia recorrida por el sensor avisando con un sonido.

CONSIDERACIONES GENERALES PARA LA CONSTRUCCIÓN DE LOS DISPOSITIVOS

La construcción de los equipos se realiza por etapas, las cuales son:

1. Circuito detector de agua
2. Circuito indicador de distancia recorrida
3. Circuito controlador del motor-reductor
4. Circuito coordinador del LCD y las etapas anteriores (programación)
5. Circuito de polarización y protección de polarización inversa

Al seguir esta secuencia en la elaboración y prueba de cada circuito, se une cada etapa probada para detectar si ocurren errores eléctricos de acople, insuficiencia de corriente o voltaje, para obtener el consumo de corriente total en todo el circuito y conseguir una batería que es capaz de proporcionar esa corriente sin que disminuya su voltaje.

La corriente máxima consumida por el circuito energizando al motor de DC es de 300 mA, por lo tanto, se necesita una batería que proporcione esa corriente durante un intervalo de tiempo, sin que se descargue.

Cuando se expresa la capacidad de una pila (práctica muy común en los acumuladores), se hace por medio del número máximo de amperios que puede dar en una hora. Así, un acumulador de 20 amperios-hora, es un elemento que puede suministrar una corriente de 20 amperios durante una hora, después de lo cual comienza a descargarse.

Si la corriente de descarga es menor que su capacidad máxima, la pila puede suministrarla durante un tiempo mayor de una hora. Por ejemplo, un acumulador de 20 amperios-hora, puede dar 1 amperio durante 20 horas, de la misma forma, la capacidad de corriente será proporcionalmente más grande por un tiempo más pequeño, como por ejemplo, 100 amperes por 1/5 de hora, o sea por 12 minutos. El producto de la corriente en amperios y del tiempo en horas no puede exceder la relación amperio-hora de una pila determinada. El amperio-hora es una base para relacionar las baterías y amper-hora es una medida de la vida útil de la batería antes de cargarla nuevamente.

Para nuestro caso, siendo el consumo de 300 mA se necesita una batería que por lo menos proporcione 300 mA durante una hora, tiempo en el cual ya se realizó una medición. Es necesario comprar una batería de 1.2 Ah, la cual proporcionará durante 4 horas, los 300 mA que se requieren para el funcionamiento del dispositivo.

Método de construcción del sensor de nivel de manto freático mediante lógica digital

El equipo está conformado por 3 circuitos. Estos son:

1. Detector de agua.
2. Controlador de motor.
3. Diagrama del contador que permite saber la distancia recorrida.

En la Figura 1 se muestra el circuito encargado de detectar la presencia de agua. Cuando las puntas de prueba entran en contacto con ella, aprovechando su conductividad, el circuito se cierra provocando así que se genera una señal sonora proveniente del buzzer. Con ella sabremos que hemos encontrado agua. Este circuito también envía una señal al circuito controlador del motor para detenerlo.

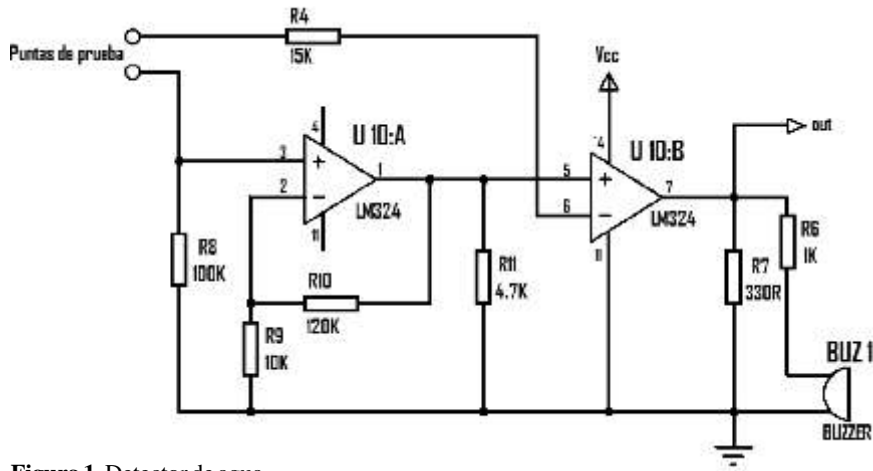


Figura 1. Detector de agua.

El circuito mostrado en la Figura 2, como su nombre lo indica, es el encargado de controlar el giro del motor, es decir, si baja o sube las puntas de prueba (sensor). Para bajar las puntas de prueba basta con presionar el botón DOWN una vez y las puntas bajarán automáticamente hasta que el detector le envíe una señal de que ha encontrado agua. Para subir las puntas se tendrá que mantener presionado el botón UP.

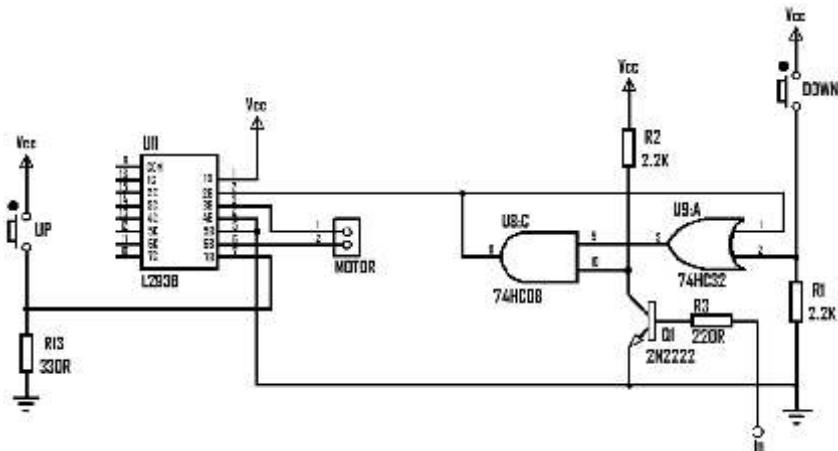


Figura 2. Controlador de motor.

El circuito de la Figura 3 es el encargado de contar la distancia recorrida por las puntas de prueba. Esto lo hacemos mediante la detección de unas líneas marcadas sobre el cable de las puntas de prueba. Dichas líneas tienen una separación de 5 mm cada una y son detectadas por el sensor CNY70, y con esto se puede calcular la distancia recorrida.

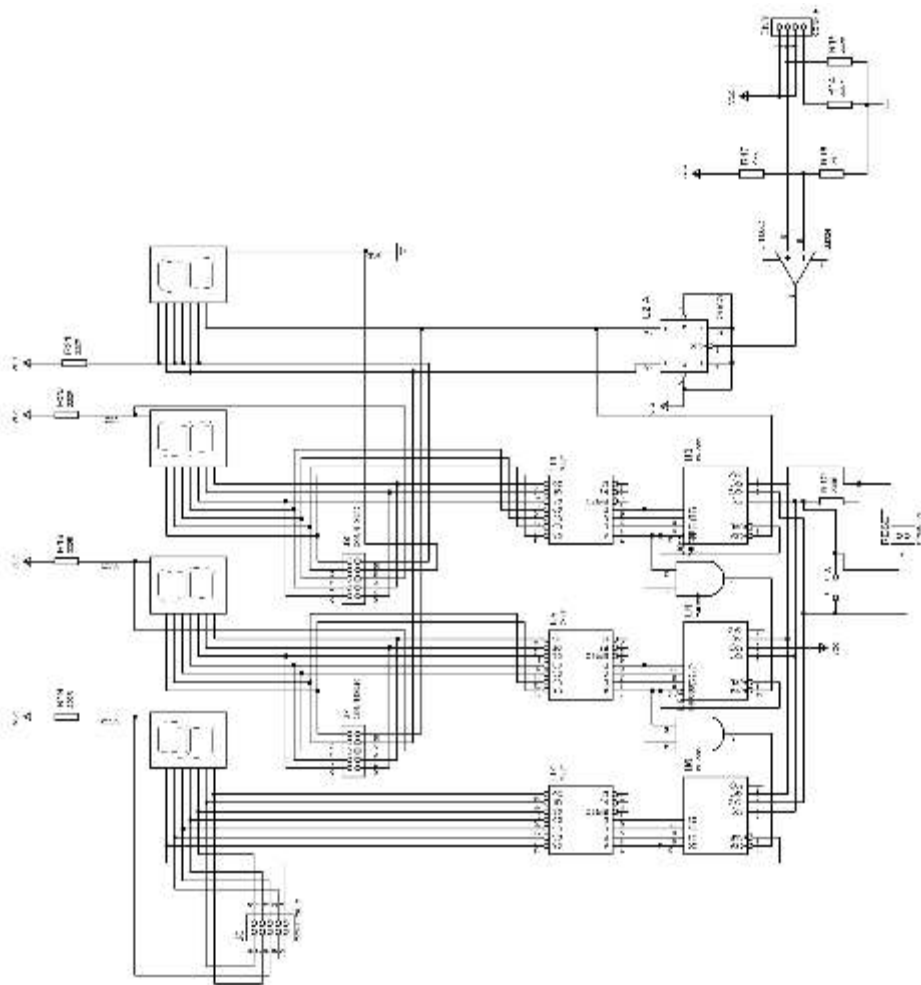


Figura 3. Diagrama del contador de contador de vueltas.

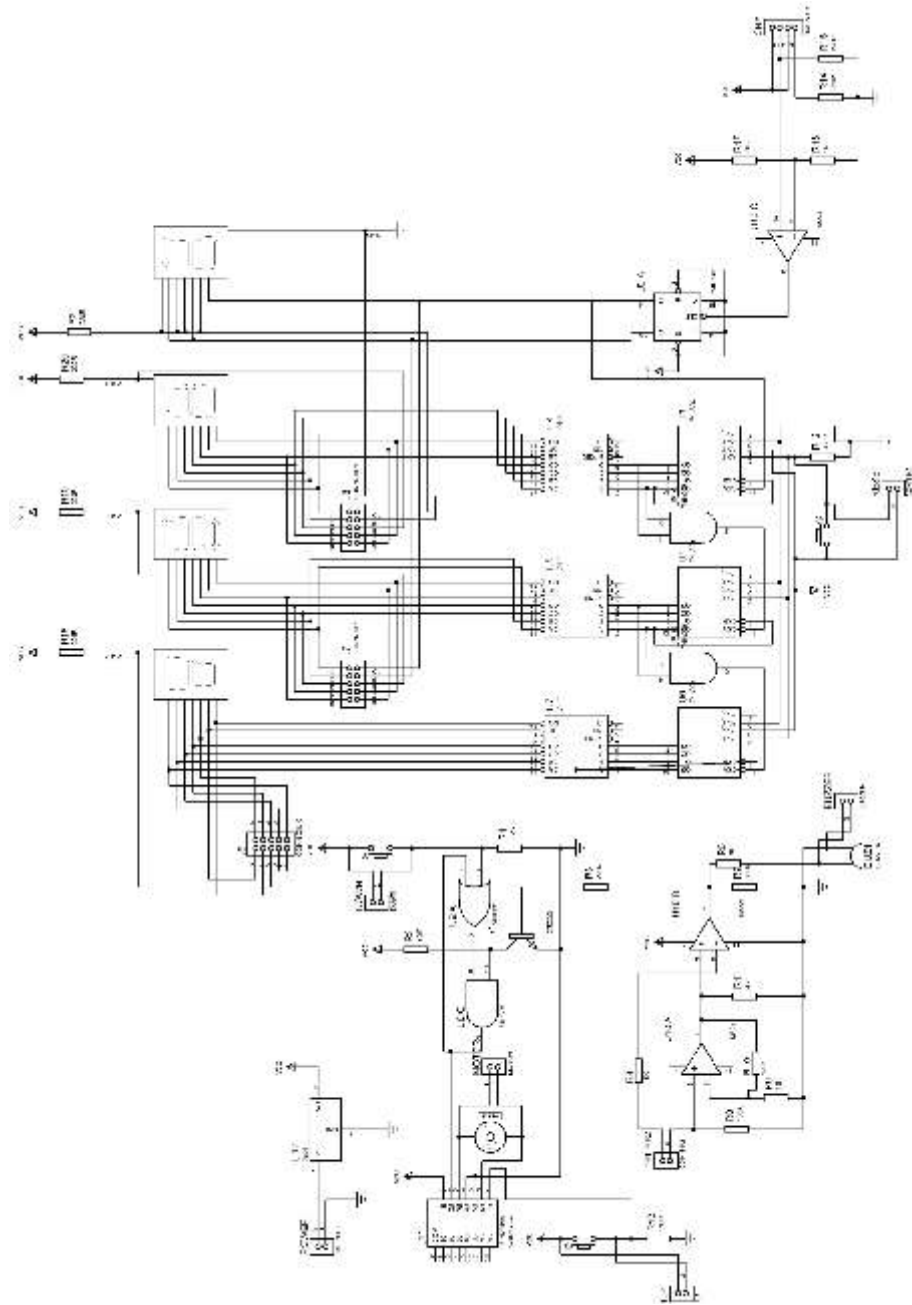


Figura 4. Diagrama general del sensor de nivel de manto freático mediante lógica digital.

En la Figura 4 se muestra el diagrama esquemático general del dispositivo detector de manto freático. En las figuras 5a y 5b se muestra la ubicación de los componentes y del display. En las figuras 6a, 6b, 7a y 7b se muestran los esquemas de los distintos circuitos que se deberán construir.

Pasos para la construcción de los dispositivos

1. El dispositivo está conformado por dos placas de circuito impreso. A continuación se muestra en las Figuras 5a y 5b las dimensiones de las placas, y en las Figuras 6a y 6b se muestra la ubicación de los componentes.
2. Las Figuras 7a y 7b son las imágenes que se deberán imprimir en el cobre de la tabla felónica. Esto se hace imprimiendo dichas imágenes en acetato con impresora laser. Posteriormente se coloca el acetato impreso sobre el cobre de la placa y se plancha a la temperatura más elevada que se pueda en un lapso de 8 a 10 minutos; se deja que su temperatura disminuya y se retira con cuidado el acetato y se revisa que todas las pistas estén completas.
3. Una vez que esté seguro que todo está bien, se vierte en una charola de plástico cloruro férrico, no hace falta llenar el recipiente, basta con uno o dos centímetros.
4. Se sumerge la placa para que se revele. Para tener mejores resultados y acelerar el proceso, se debe mover con cuidado el recipiente, haciendo olas. Hay que ondear despacio para que no desborde. Esta operación dura aproximadamente cinco minutos, aunque dependerá de la temperatura del líquido, la cantidad utilizada, la calidad del producto y de lo que se mueva el recipiente.
5. Posteriormente se retira la placa y se coloca en un recipiente con agua limpia. El cloruro férrico se puede reutilizar así que se vierte de nuevo en su envase o si ya fue utilizado con anterioridad no se debe tirar al drenaje. Se almacena y manda a un laboratorio para su regeneración o confinamiento.
6. Con una lija fina se pule el cobre y se lava la placa varias veces hasta que no quede resto de toner. La placa estará prácticamente lista.
7. El siguiente paso es taladrar la placa para instalar los componentes. Para esto se utiliza una broca de 0.7 mm (la mayoría de los componentes usan este diámetro) y luego se agrandan a 1mm para conectores, puentes, etc., según se necesite; o bien a 1.5 mm para bornes u otros componentes.
8. Soldar en la placa los componentes.
9. Instalar los circuitos en el gabinete. Con ello el medidor a quedado terminado

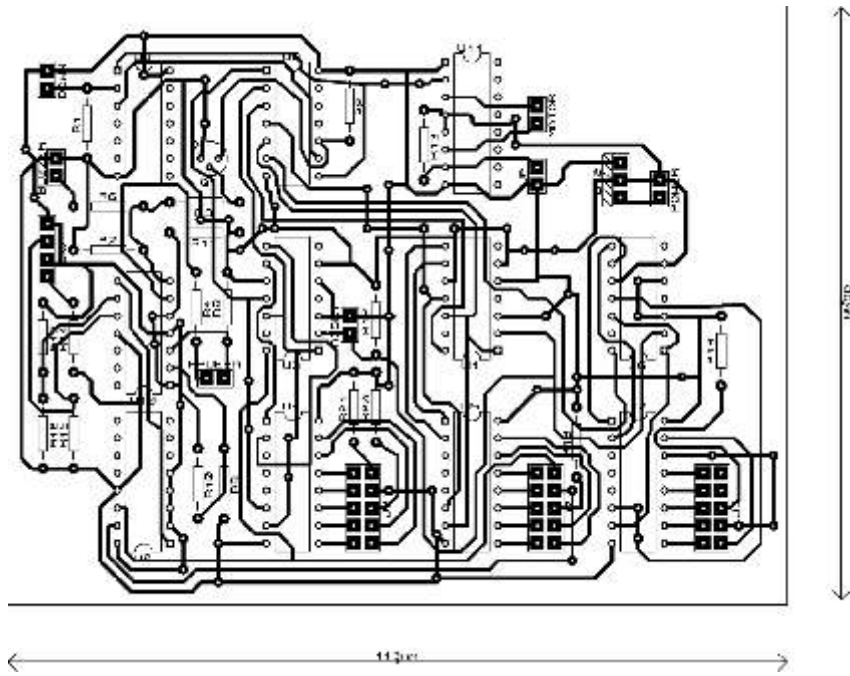


Figura 5a. Se muestra la ubicación de los componentes empleados en tamaño real.

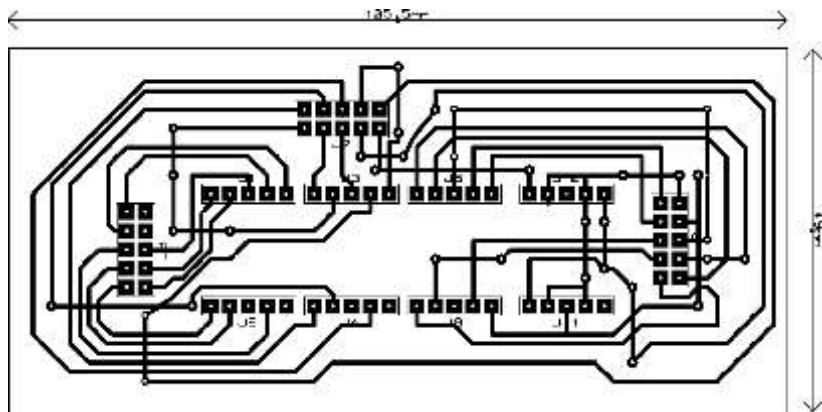


Figura 5b. Se muestra la ubicación de los displays en tamaño real.

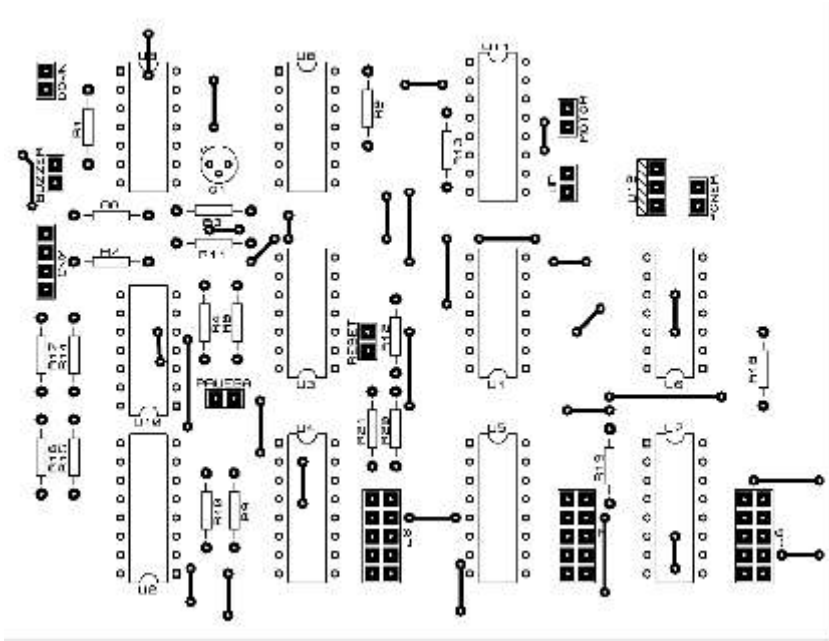


Figura 6a. Placa de circuito impreso. Vista superior donde se muestra la ubicación de los puentes utilizados en tamaño real.

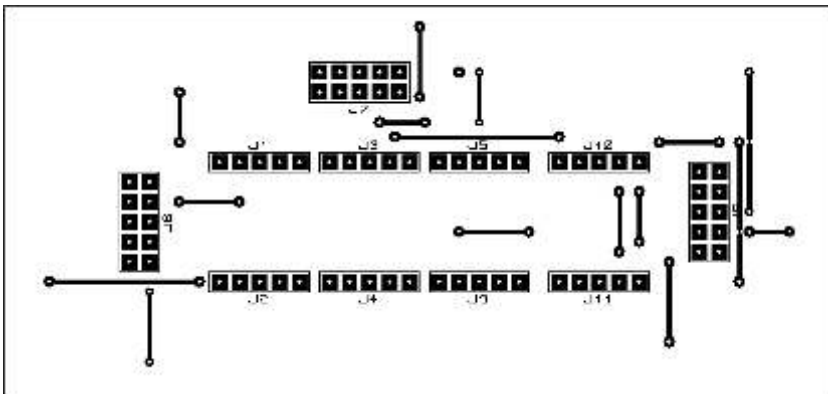


Figura 6b. Placa de circuito impreso para los displays. Vista superior muestra la ubicación de los puentes utilizados en tamaño real.

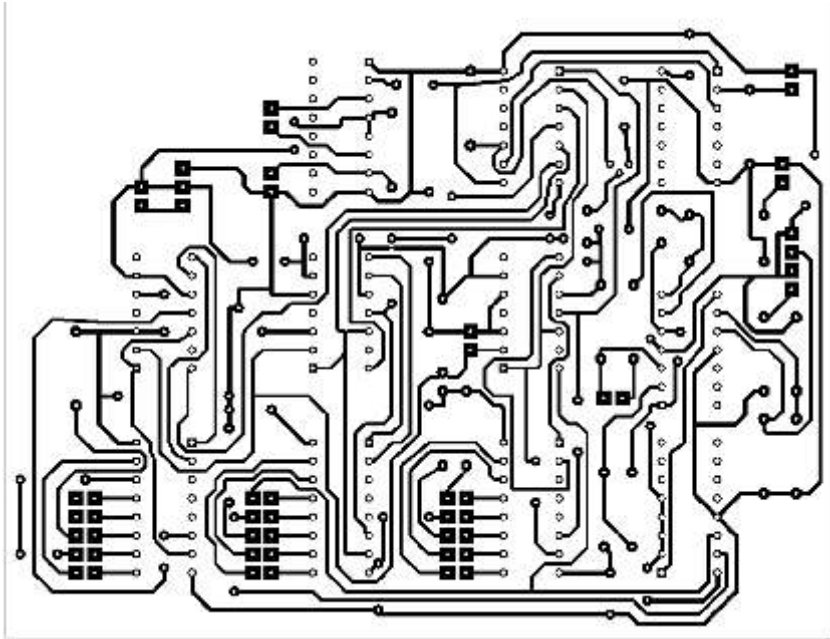


Figura 7a. Placa de circuito impreso, vista inferior. Ésta se debe imprimir en el acetato.

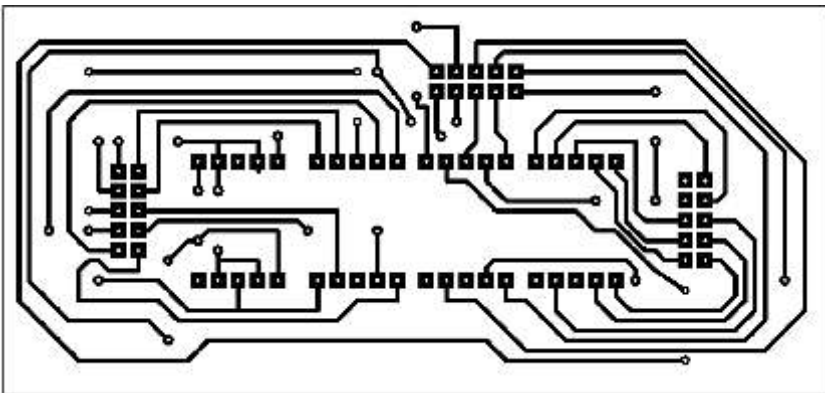


Figura 7b. Placa de circuito impreso, vista inferior. Ésta se debe imprimir en el acetato.

A continuación se enlistan los materiales necesarios para la construcción del sensor de nivel de manto freático mediante lógica digital.

Componente	Cantidad	Referencias	Valor
Resistencias	2	R1, R2	2.2K
	7	R3, R14, R15, R18-R21	220R
	1	R4	15K
	1	R6	1K
	3	R7, R12, R13	330R
	1	R8	100K
	1	R9	10K
	1	R10	120K
	1	R11	4.7K
	2	R16, R17	2R2
Componente	Cantidad	Referencias	Valor
Circuitos Integrados	3	U1, U3, U6	74LS90
	1	U2	74HC76
	3	U4, U5, U7	7447
	1	U8	74HC08
	1	U9	74HC32
	1	U10	LM324
	1	U11	L293B
	1	U12	7805
Componente	Cantidad	Referencias	Valor
Transistor	1	Q1	2N2222
Componente	Cantidad	Referencias	Valor
Varios	1	BUZ1	BUZZER
	1	CNY70	CONN-H4
	3	BOTONES	PUSH BOTTOM
	1	MOTOR	MOTOR
	1	GABINETE	20cm x 11cm x 7 cm
	1	CARRETE DE HILO	CARRETE DE HILO

Figura 6a. Placa de circuito impreso. Vista superior donde se muestra la ubicación de los puentes utilizados en tamaño real.

MÉTODO CONSTRUCCIÓN DEL SENSOR DE NIVEL DE MANTO FREÁTICO MEDIANTE MICROCONTROLADOR

Diagramas

1. El diagrama de la Figura 9 muestra el circuito detector de agua diseñado. El funcionamiento de éste se basa en que el conector SV2 se conecta el cable encargado de tocar el agua. Al hacer contacto con ella, se forma una diferencia de voltaje en el conector SV2, cerrando el circuito y mandando una señal audible y otra al microcontrolador.

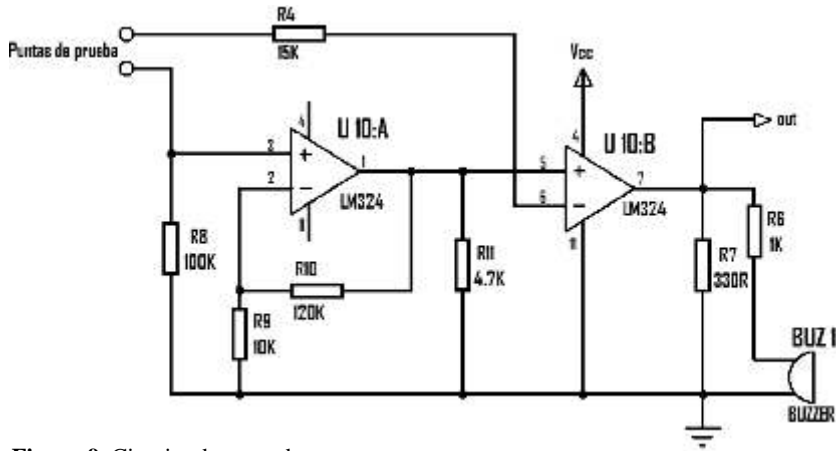


Figura 9. Circuito detector de agua.

- El diagrama de la Figura 10 muestra el circuito indicador de la distancia recorrida, el cual al detectar en el cable franjas negras le indica que ha recorrido un centímetro. Esto lo hace a través de un opto acoplador reflexivo CNY conectado al conector SV7. Una vez que detectó un centímetro envía 2 señales, una señal visual y otra al microcontrolador.

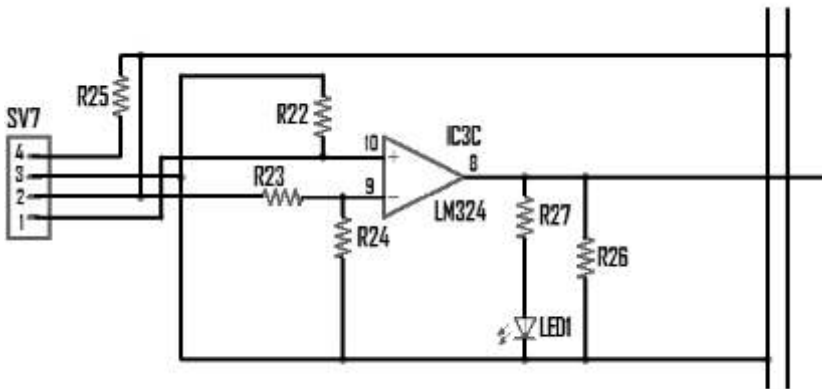


Figura 10. Circuito indicador de distancia recorrida.

- El diagrama de la Figura 11 muestra el circuito controlador del motor-reductor. Esto es necesario ya que se requiere que el motor gire tanto a la derecha como a la izquierda para que suba o baje el cable. Este circuito es comandado por el microcontrolador. El motor es conectado a través del conector SV4.

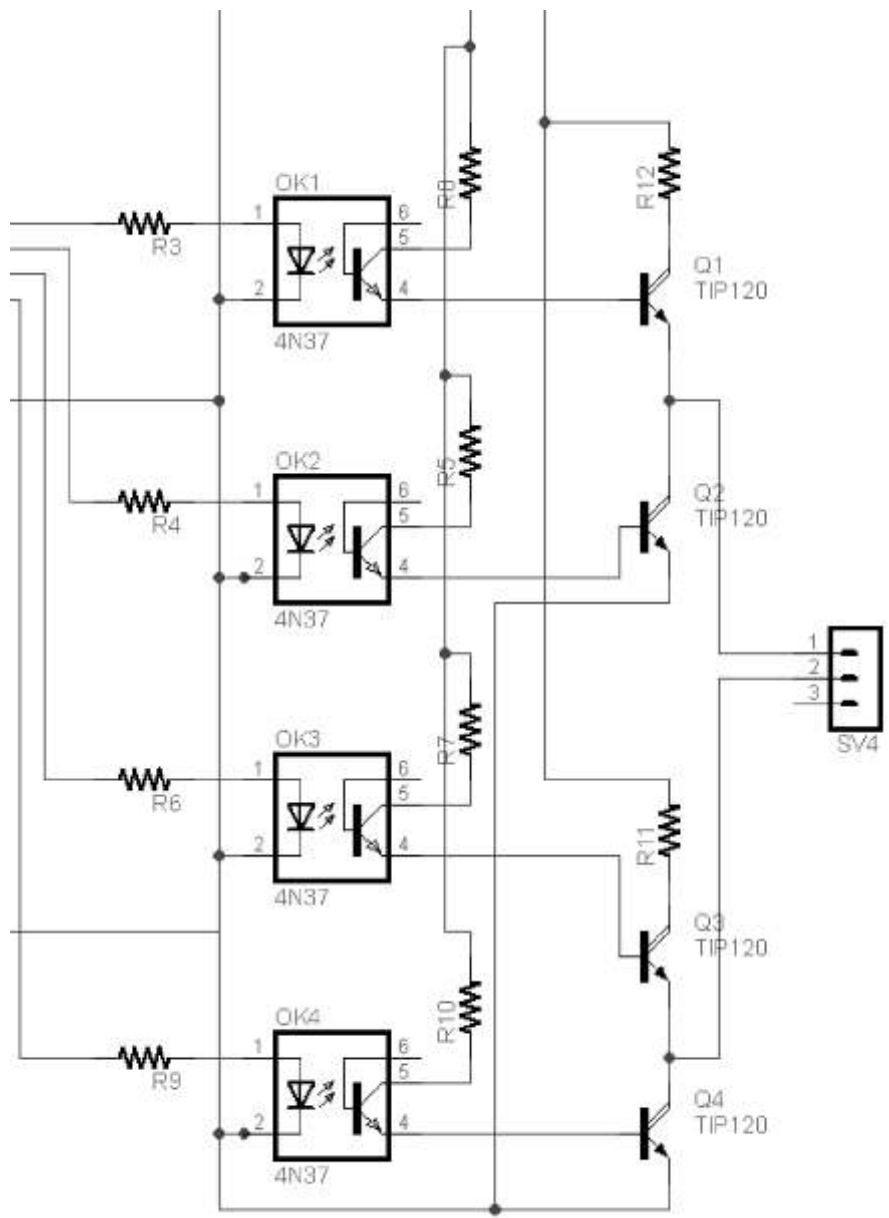


Figura 11. Circuito controlador del motor-reductor.

- El diagrama de la Figura 12 muestra el circuito coordinador del LCD y etapas anteriores, recibiendo todas las señales provenientes del circuito detector de agua, del indicador de distancia recorrida, del conector SV5, el cual tiene conectado un *joypad* basado en 2 potenciómetros, el que controla el giro del motor. Todos los datos recibidos, los procesa y los envía al LCD y controla el giro del motor.

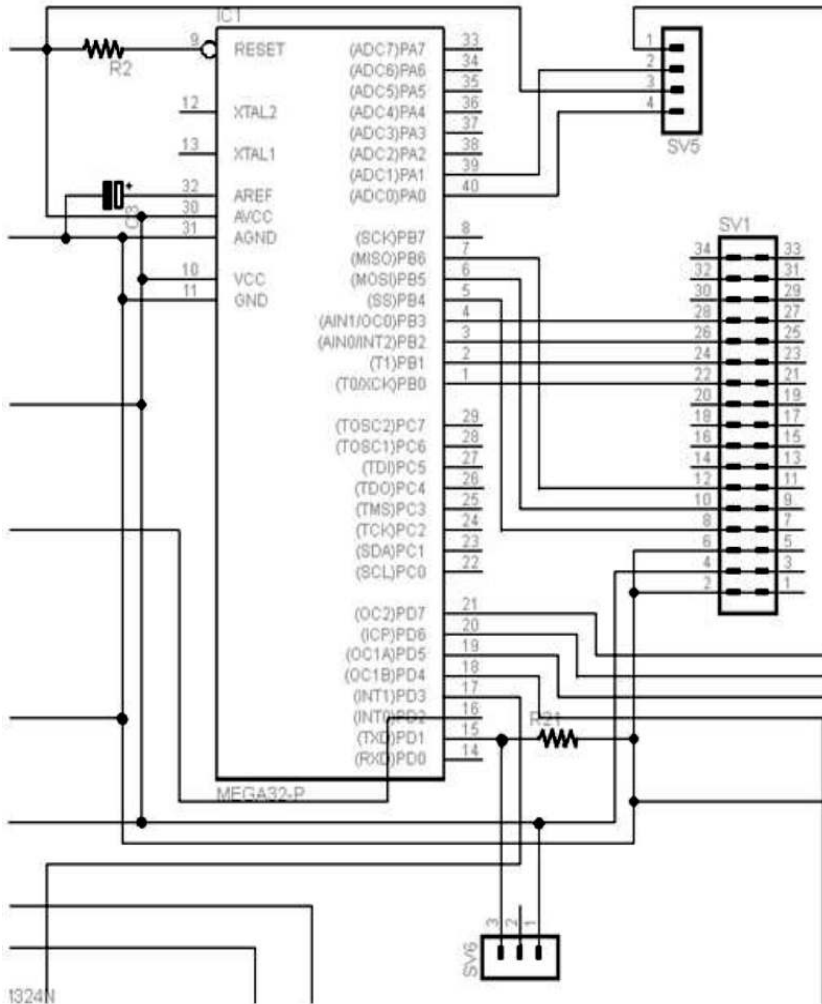


Figura 12. Circuito coordinador del LCD y etapas anteriores.

- El diagrama de la Figura 13 muestra el circuito de polarización y protección de polarización inversa. Se encarga de proteger a todo el circuito de polarizarlo incorrectamente, evitando daños en el mismo. Proporciona el voltaje requerido para que el microcontrolador trabaje adecuadamente.

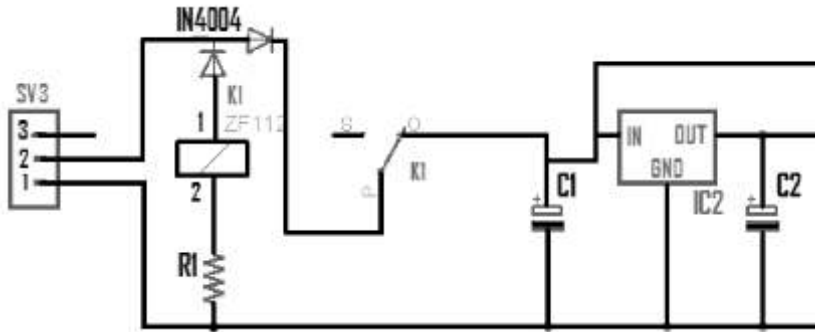


Figura 13. Circuito de polarización y protección de polarización inversa.

- En el diagrama de la Figura14 se muestra el circuito general del detector de agua, el cual se encarga de detectar agua a través de un cable. Al hacer contacto con ella, emite un sonido e indica la distancia a la que se encuentra.
- En la Figura 15 aparece el circuito impreso del detector de agua, mientras que en la Figura 16 se presenta un esquema del medidor de nivel del manto freático (vista superior).

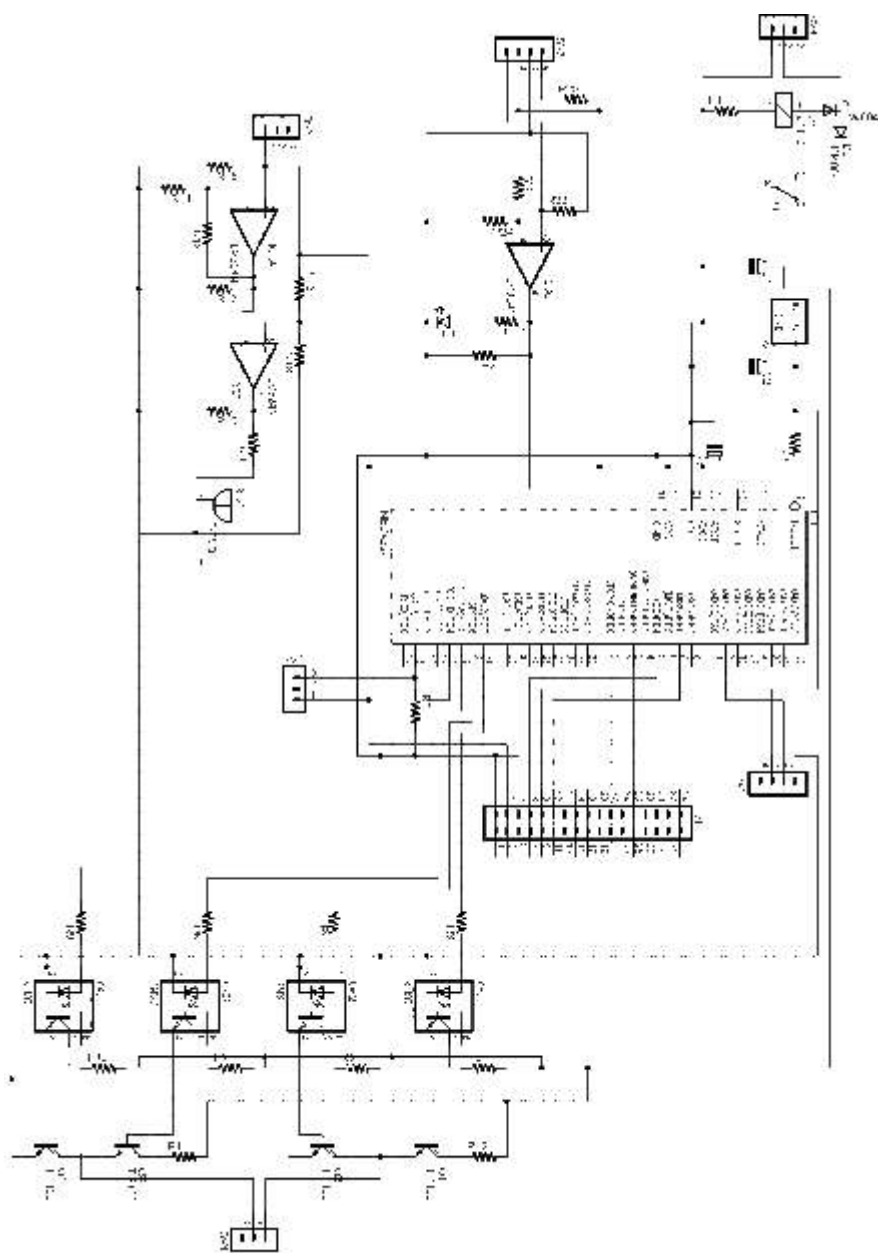


Figura 14. Circuito general del detector de agua.

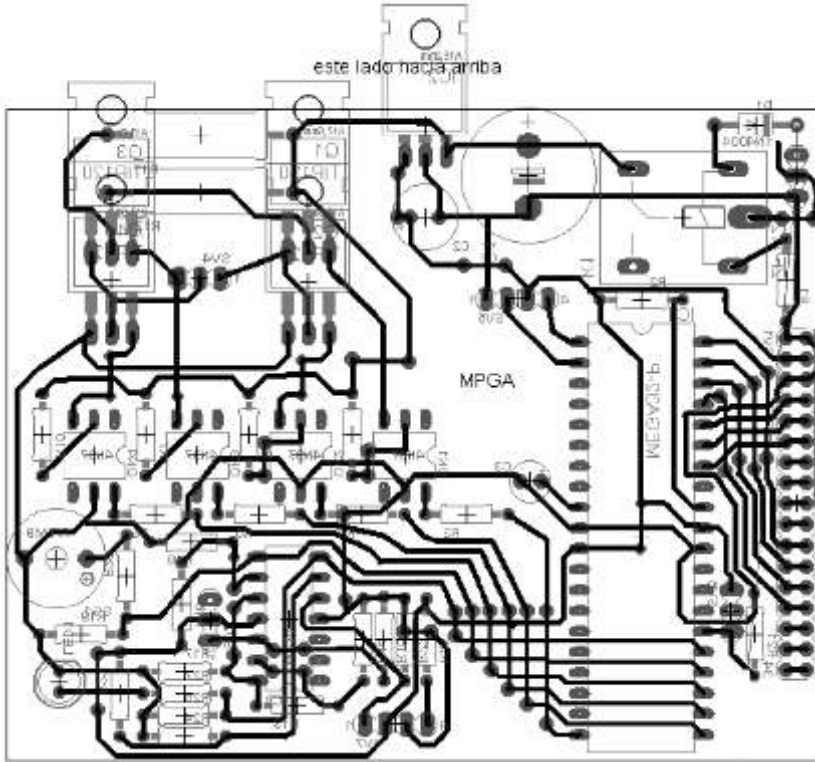


Figura 15. Circuito impreso del detector de agua.

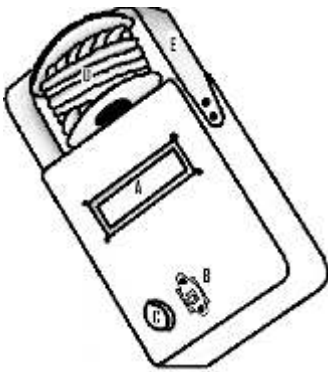


Figura 16. Medidor de nivel del manto freático (vista superior). A) Pantalla LCD B) Interruptor de encendido del medidor de nivel de manto freático. C) Joystick para accionar el motor de ascenso y descenso del cable para la medición. D) Carrete de hilo. E) Mango para el transporte del sensor.

Listado de componentes necesarios para construir el sensor de nivel de manto freático mediante microcontrolador.

Componente	Valor	Componente	Valor
Capacitores		Diodo	
C1	2200uF	D1	1N4007
C2	220uF	D2	1N4007
C3	10uF		
		Transistores	
Optoacopladores		Q1	TIP120
OK1	MCT2	Q2	TIP120
OK2	MCT2	Q3	TIP120
OK3	MCT2	Q4	TIP120
OK4	MCT2		
		Conectores	
Circuito Integrado		SV1	24 PINES
IC1	ATMEGA32	SV2	3 PINES
IC2	7805	SV3	3 PINES
IC3	LM324	SV4	3 PINES
		SV5	4 PINES
Relevador		SV6	3 PINES
K1	12 Volts	SV7	4 PINES
Led		Cable	
LED1	Rojo 5mm	4 hilos	6 metros
Buzzer		Interruptores	
SG1	5 Volts	SW1	(Encendido)
		SW2	(Tope de inicio)
Display		Motor-reductor	
LCD	16x2		5 Volts
Sensor reflexivo		Joystick	
	CNY70		Doble potenciómetro
Resistencias			
R1	47 Ω	R14	10k Ω
R2	1k Ω	R15	100k Ω
R3	1.2k Ω	R16	15k Ω
R4	1.2k Ω	R17	4.7k Ω
R5	1.5k Ω	R18	10k Ω
R6	1.2k Ω	R19	10k Ω
R7	1.5k Ω	R20	1k Ω
R8	1.5k Ω	R21	1k Ω
R9	1.2k Ω	R22	680 Ω
R10	1.5k Ω	R23	120k Ω
R11	6.8 Ω 2W	R24	3.9k Ω
R12	0.47 Ω 2W	R25	100 Ω
R13	120k Ω	R26	10k Ω
		R27	2.2k Ω

AGRADECIMIENTOS

Los estudiantes de la carrera de Ingeniería en Electrónica del Instituto Tecnológico de Veracruz: Basilio Viccon Anell, Marco Polo González Arroyo, Carlo Emanuel Bravo Rueda, Rubén Sosa Oliveros y Erik Fernández Bandala agradecen la beca otorgada por DGEST-PROMEP.

PROGRAMA

```
#include <avr/io.h>
#include <lcd.h>
#include <stdlib.h>
#include <avr/interrupt.h>
/*****FRECUENCIA MCU 8 MHz *****/
unsigned char secuencia[3]={0xA0, 0x50, 0x0F};
unsigned char A=0, B=0, pos;
char contador[5]={0}, no_incrementar=0;
void subir(void), bajar(void), retardo(void);
float sentido=0, conteo;

int main(){
MCUCR=(1<<ISC01); //Flanco de bajada para interrupcion
GICR=(1<<INT0); //Interrupcion de INT0 (PD2)
ADCSRA=(1<<ADEN)|(1<<ADIF); //Frecuencia ADC: 500kHz
ADMUX=(1<<REFS0)|(1<<ADLAR); //Referencia 5V; Ajuste izquierda
lcd_init(LCD_DISP_ON);
PORTD=0x00;
DDRD=0xF0; //1:Indicador de cero cm (inicio de programa)
           //2:Deteccion de centímetros
           //3:Detector de agua
           //4-7:Control del motor
OCR0=196; //Generar retardo de 6.272 milisegundos
TCCR0=(1<<WGM01)|(1<<CS02); //CTC , prescaler 256
lcd_puts("Detector de Agua\n Mejorado");
for(pos=0;pos<160;pos++) retardo();
/*-----*/
lcd_clrscr(); lcd_puts("Ajustando el \nsistema.....");
while(!(PIND&(1<<PD1))) subir();
PORTD&=secuencia[2]; lcd_clrscr();
/*-----*/
```

```

lcd_puts("Distancia en cm:"); conteo=0; lcd_gotoxy(11,1);
lcd_puts(dtostrf(conteo,4,0,contador));
for(pos=0;pos<80;pos++){ sei();
for(;;){
ADMUX&=0xE0; ADCSRA|=(1<<ADSC); while(!(ADCSRA&(1<<ADIF))); A=ADCH;
ADCSRA|=(1<<ADIF);
ADMUX|=(1<<MUX0); ADCSRA|=(1<<ADSC); while(!(ADCSRA&(1<<ADIF)));
B=ADCH; ADCSRA|=(1<<ADIF);
if((A>216)&&!(PIND&(1<<PD1))) {subir();}
else if((A<39)&&!(PIND&(1<<PD3)))&&(conteo<600) {bajar();}
else {PORTD|=secuencia[2]; for(pos=0;pos<160;pos++) retardo(); sentido=0;}
if(PIND&(1<<PD1)) {conteo=0; lcd_gotoxy(11,1);
lcd_puts(dtostrf(conteo,4,0,contador));}
}}
/*****/
void bajar(){
sentido=1;
PORTD=PORTD&0x0F;
PORTD|=secuencia[0];
}
/*****/
void subir(){
sentido=-1;
PORTD=PORTD&0x0F;
PORTD|=secuencia[1];
}
/*****/
void retardo(){
TIFR|=(1<<OCF0);
TCNT0=0;
while(!(TIFR&(1<<OCF0)));
}
/*****/
ISR(INT0_vect){
conteo+=sentido;
lcd_gotoxy(11,1);
lcd_puts(dtostrf(conteo,4,0,contador)); }

```

EL AMBIENTE

5

Construcción de un sensor de nivel de inundación

Basilio Viccon Anell,
Carlo Emanuel Bravo Rueda,
Rubén Sosa Oliveros,
Erik Fernández Bandala
y Luis Alberto Peralta Peláez

El agua es el factor quizás más importante que caracteriza a los humedales. Es un componente básico de la estructura y funcionamiento de estos sistemas. El tiempo que dura la inundación (temporalidad), el nivel máximo de ésta (profundidad) y el momento en que ocurre la inundación (estacionalidad), junto con otros factores químicos y físicos son los que regulan el establecimiento de la vegetación y la composición de las distintas especies que viven en los humedales (Mitsch y Gosselink 2000).

Considerando lo anterior y lo costoso que resulta la adquisición de equipo para medir la inundación a través del tiempo, se propone el diseño y construcción de un dispositivo que permita medirla, de manera económica. El sistema que se utiliza se basa en la emisión de un impulso ultrasónico del emisor a la superficie que lo reflecta (Figura 1). Como menciona Creus (1997), la precisión de estos instrumentos es de 1 a 3 %. Son adecuados para todos los tipos de tanques y de líquidos o fangos, y se pueden construirse a prueba de explosión. Presentan el inconveniente de ser sensibles a la densidad de los fluidos y de dar señales erróneas cuando la superficie del nivel del líquido no es nítida como es el caso de un líquido que forme espuma, ya que se producen falsos ecos de los ultrasonidos.

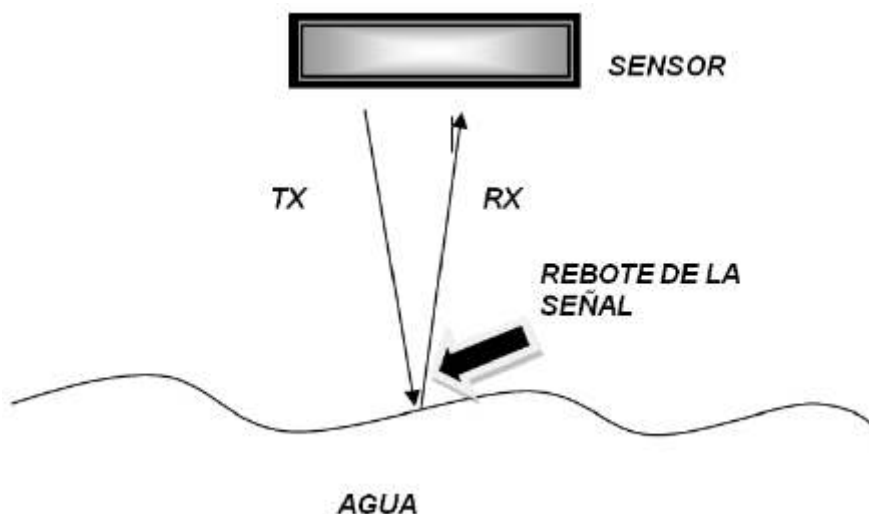


Figura 1. Medición de nivel por ultrasonido, donde Tx es el transmisor y Tr es el receptor

MATERIAL PARA EL MEDIDOR DE NIVEL DE INUNDACION POR ULTRASONIDO

- SRF10 (Sensor ultrasónico)
- Atmega32 (Microcontrolador)
- LCD (Pantalla de Cristal Líquido)
- resistencias de valores Varios
 - 4 resistencias de 10k
 - 2 resistencias de 4.7k
- 4 Push-Boton
- 1 batería de 9V
- 1 DS1621(Sensor de temperatura)
- 1 DS1307(Reloj en tiempo real)
- 1 24LC256 (Memoria EEPROM)
- MAX 232 (Tipo de comunicación)
- 1 cristal de cuarzo (Generador de frecuencia)
- capacitores
- 10 microfarad's
- 1 conector hembra DB9
- 1 gabinete

MÉTODO DE CONSTRUCCIÓN DE UN MEDIDOR DE NIVEL DE INUNDACIÓN POR ULTRASONIDO

El siguiente manual se realizó utilizando el microcontrolador Atmega 32 del fabricante ATMEL, ya que este dispositivo proporcionó el mejor rendimiento, debido a sus prestaciones de *software* y *hardware* y a su bajo consumo eléctrico. Para obtener los resultados esperados del Medidor de Nivel de Inundación, es necesario realizar todos los pasos, sin perder detalle de alguno de ellos ya que si esto llegara a pasar los resultados no serán los esperados.

Pasos para la construcción del dispositivo

1. Se debe realizar un circuito como el que se muestra en la Figura 2, en el cual se indica cada una de las partes que conforman el sistema de este sensor. Cada parte debe ir como se muestra, ya que de lo contrario se afectará el funcionamiento del sistema en general.

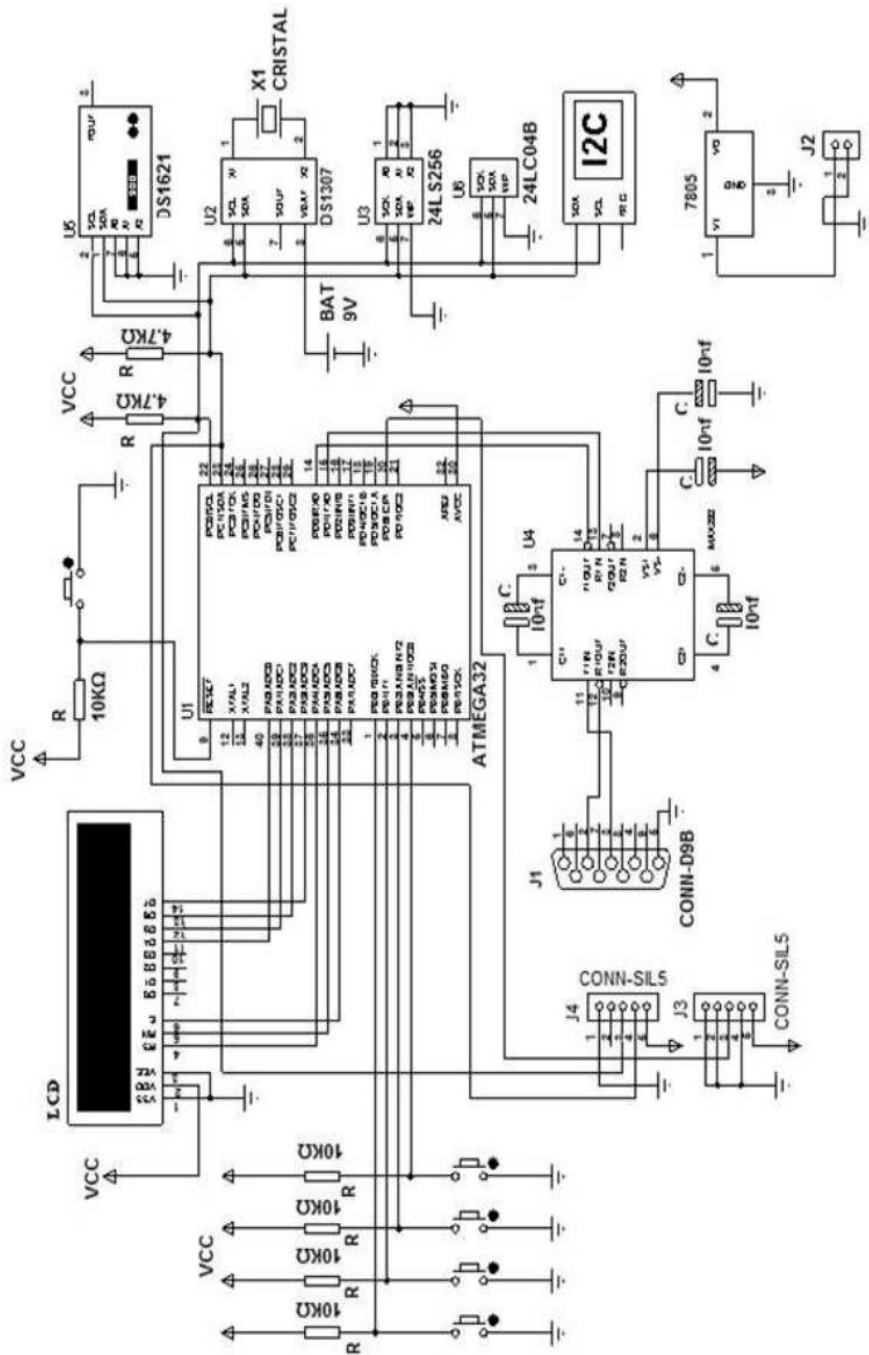


Figura 2. Diagrama eléctrico del sensor de nivel de inundación que se espera obtener.

2. Como primer paso se debe conectar el LCD al microprocesador que se está utilizando, en este caso Atmega 32 (Figura 3), Se debe tener cuidado con la forma de conexión. El LCD puede fallar o simplemente no aparecer nada en él. Tómese en cuenta que normalmente las librerías del LCD están destinadas al puerto D, así que se deben hacer los debidos ajustes en éstas para que no haya ningún inconveniente por la utilización de otro puerto, en este caso en particular el puerto A.

Ya teniendo el LCD conectado, se debe conectar el DB9 al Max 232 y éste al Atmega (Figura 4), el cual nos permitirá obtener información del sistema a través del puerto serie. Aquí es importante reconocer los pines que van conectados y a cuál de ellos, ya que de lo contrario no funcionaría e incluso puede llegar a afectar el sistema en general. También se muestra en la Figura 4, la conexión del sensor a utilizar para realizar las mediciones correspondientes como son el sensor SRF-10 y SRF-05. Es por ello que en el diagrama se muestran dos tipos de conexión representados por J3 y J4 respectivamente.

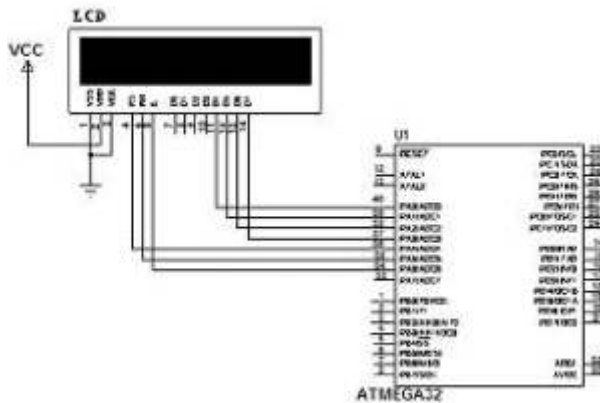


Figura 3. Conexión de LCD al Microprocesador Atmega 32.

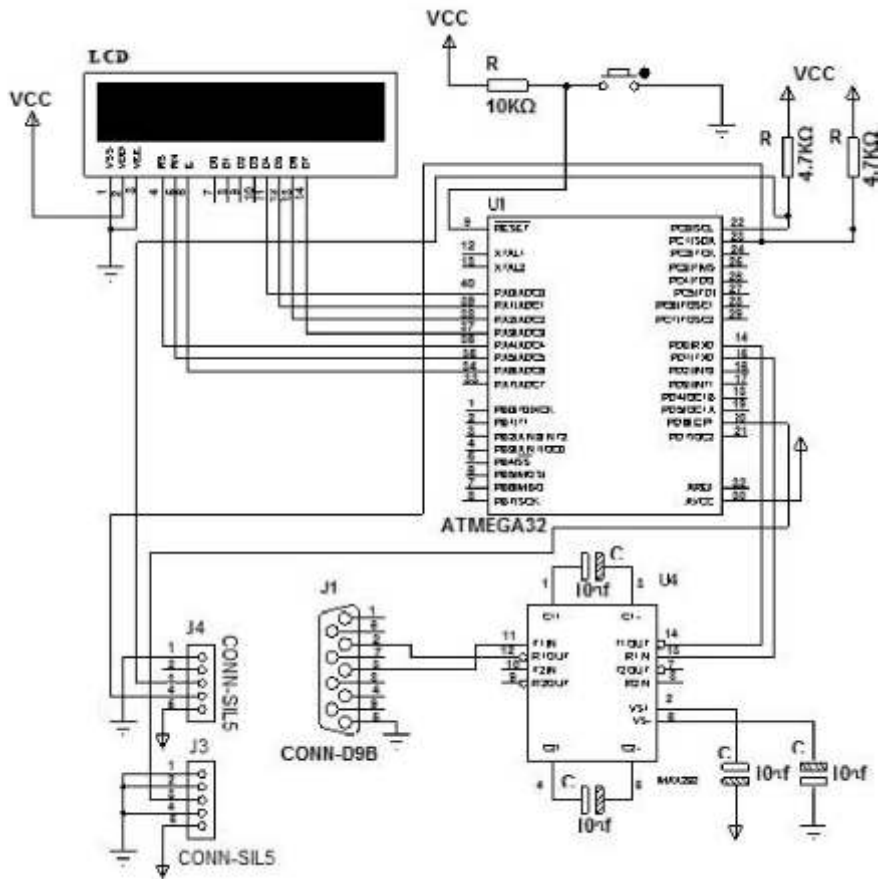


Figura 4. Conexión DB9 al MAX 232 y Pines del Sensor SRF-10 (J4) o SRF-05 (J3).

- Una vez conectada la parte de donde se obtendrá la información recopilada en el sensor y el sensor mismo, se conectarán las memorias que serán utilizadas para que en ellas se vaya guardando la información que recopile el sensor en un tiempo determinado, las cuales son DS1621 y DS1307. También se conectará el temporizador (Figura 5), que servirá para que en el momento en que se registre alguna información se tenga el conocimiento del tiempo real; esto se conectará también al microprocesador. La fuente de voltaje que aparece en el circuito (Figura 5) será reemplazada por una batería de 9 v con la misma polarización que se muestra.

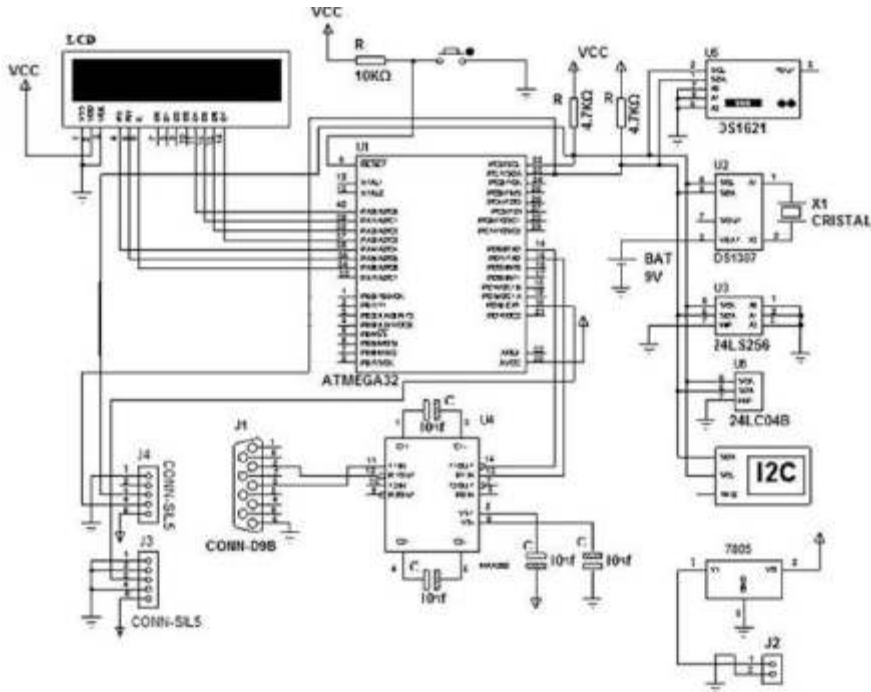


Figura 5. Conexión de memorias, temporizador y microprocesador.

5. El sensor SRF10 debe estar orientado y libre de cualquier obstáculo, ya que la función de éste es mandar una especie de onda por una parte del transmisor Tx y contabilizar el tiempo que ésta tarda en regresar al receptor, una vez que ha regresado al otro extremo Rx. Por lo tanto se deben tomar las debidas precauciones para ello en el sitio donde se tendrá y colocarlo a una distancia considerable de todo el circuito. Ello significa que debe quedar hacia el exterior de toda la circuitería. También se deben conectar algunos *push-boton*, los cuales servirán para acceder al menú del programa, el cual contendrá todos los datos recopilados en un periodo de tiempo. Los *push-boton* servirán para poder observar algún registro evaluado en el pasado. Usted observará que todo la comunicación del circuito, así como la extracción de la información, es por comunicación I2C (Figura 6).

6. Finalmente se tendrá un circuito como el que se presenta en la Figura 6. Se observará que se le agregó un dispositivo que regulara el voltaje de todo el sistema, el LM 7805. Este circuito eléctrico es el resultado de haber seguido

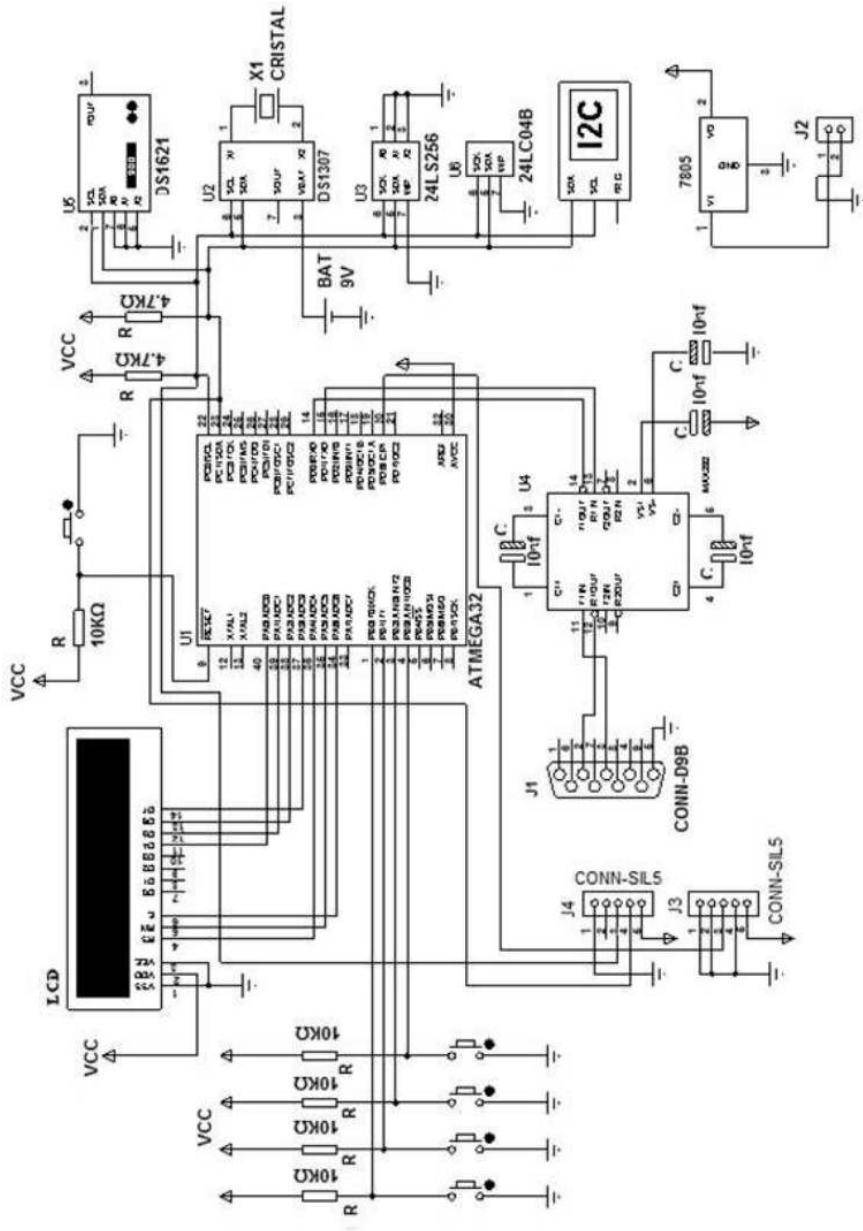


Figura 6. Diagrama eléctrico del sensor de nivel de inundación.

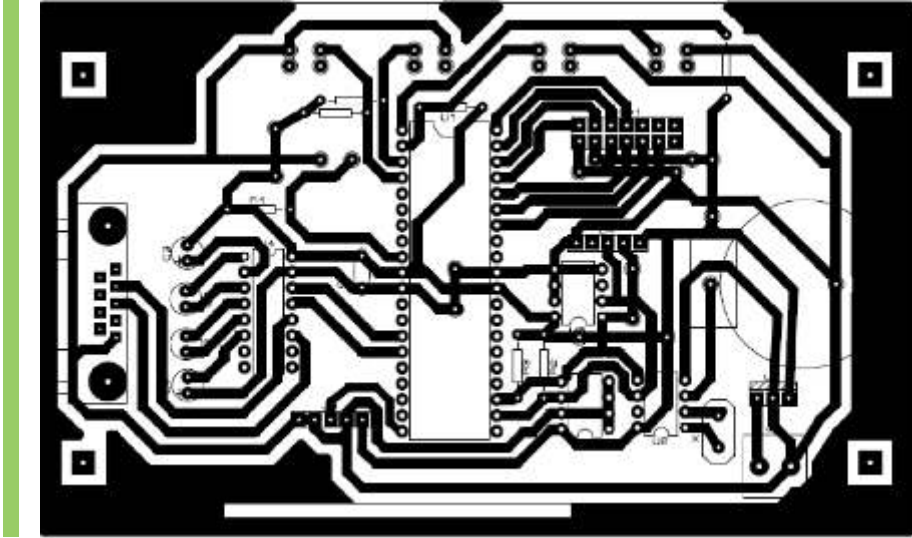


Figura 7. Circuito impreso del sensor de nivel, (vista inferior).

PROGRAMA DEL SENSOR DE NIVEL DE INUNDACIÓN

```

//*****
// File Name      : Desarrollo_Medidor_de_Nivel.c
//
// Title          : Medidor de nivel freático
// Revision       : 1.0
// Notes         :
// Target MCU     : Atmel AVR series
// Editor Tabs   :
//
// Revision History:
// When           Who           Description of change
// -----
// xx-Feb-2009   Ruben Sosa     Created the program

//*****Include files*****

#include <avr/io.h>           // include I/O definitions (port names, pin names,
etc)

```



```
##include <avr/interrupt.h> // include interrupt support
#include <util/delay.h>
##include <util/twi.h>
#include <stdlib.h>
##include <stdio.h>
##include <inttypes.h>
#include "global.h" // include our global settings
#include "i2c.h" // include i2c support
#include "ds1631.h" // include DS1631 support
##include "i2cEEPROM.h"
#include "lcd.h"
#define ds1307 0xD0
#define SRF10 0xE0
char tempchar3[8]={0,0,0,0,0,0,0,0};
unsigned char fecha[10];
unsigned char memoria[200][8];

char indicador_lectura=0;
int lee_fila=0;
int lee_columna=0;
int medicion = 0;
int medicion_anterior=0;
int num_medicion;
int dato=0;
int temperatura, temperatura1, direccion, intervalo, distancia;
int temperatura_1;
unsigned char aux1,aux2,aux3,aux4;
unsigned char bloquea_lectura;

int nivel_agua, nivel_agua1;
int minutos, minutos1;
char minutos_1, minutos_2;
int hora, hora1;
char hora_1, hora_2;
int dia, dia1;
char dia_1, dia_2;
int mes, mes1;
char mes_1, mes_2;
```

```

int ano, ano1;
char ano_1, ano_2;

//mide nivel

int mide_nivel(void){
unsigned char datos[8];
int nivel;
unsigned char nivel_cm[8];
unsigned char buffer_io[8];
i2cInIt();
i2cSetBtrate(100);
lcd_init(LCD_DISP_ON);
buffer_io[0]=0x00;
buffer_io[1]=0x51;
    i2cMasterSendNI(SRF10, 2, buffer_io);
    _delay_ms(900);
lcd_clrscr();
buffer_io[0]=0x02;
    i2cMasterSendNI1(SRF10,1,buffer_io);
    _delay_ms(300);
    i2cMasterReceiveNI1(SRF10, 2, datos);
    _delay_ms(300);
nivel=(int)((datos[0]<<8)|(datos[1]));
itoa(nivel, nivel_cm, 10);
lcd_puts("Nivel=");
lcd_puts(nivel_cm);
return nivel;
}

//modo lectura
void lee_memoria(void){

char mostrar1[8];
char mostrar2[8];
char mostrar3[8];
char mostrar4[8];

```

```

char mostrar5[8];
char mostrar6[8];
char mostrar7[8];
char mostrar8[8];
int ayuda1, ayuda2, ayuda3, ayuda4, ayuda5, ayuda6, ayuda7, ayuda8;
if(indicador_lectura==1){
    lee_fila=0;
        medicion_anterior=0;
    }
medicion_anterior++;
lee_columna=0;
lcd_clrscr();
    lcd_puts("MED. NUM:"); //muestra med y numero de medicion
    lcd_putc(' ');
itoa(medicion_anterior, mostrar1, 10);
lcd_puts(mostrar1);
        lcd_gotoxy(0,1);           //muestra dia
dia1=(int)(memoria[lee_fila][lee_columna]);
dia_1=(char)((dia1>>4)+0x30);
dia_2=(char)((dia1&0x000F)+0x30);
lcd_putc(dia_1);
lcd_putc(dia_2);
lcd_putc('-');
lee_columna++;
mes1=(int)(memoria[lee_fila][lee_columna]);
mes_1=(char)((mes1>>4)+0x30);
mes_2=(char)((mes1&0x000F)+0x30);
lcd_putc(mes_1);
lcd_putc(mes_2);
lcd_putc('-');
lee_columna++;
ano1=(int)(memoria[lee_fila][lee_columna]);           //muestra año
ano_1=(char)((ano1>>4)+0x30);
ano_2=(char)((ano1&0x000F)+0x30);
lcd_putc(ano_1);
lcd_putc(ano_2);
lcd_putc(' ');
lee_columna++;

```

```

hora1=(int)(memoria[lee_fila][lee_columna]);
hora_1=(char)((hora1>>4)+0x30);
hora_2=(char)((hora1&0x000F)+0x30);
lcd_putc(hora_1);
lcd_putc(hora_2);
lcd_putc(':');
lee_columna++;
minutos1=(int)(memoria[lee_fila][lee_columna]);
minutos_1=(char)((minutos1>>4)+0x30);
minutos_2=(char)((minutos1&0x000F)+0x30);
lcd_putc(minutos_1);
lcd_putc(minutos_2);
lcd_putc(' ');
lee_columna++;
temperatura1=(int)(memoria[lee_fila][lee_columna]);
itoa(temperatura1,mostrar5,10);
lcd_puts(mostrar5);
lcd_putc('C');
lee_columna++;

//agrEgado
nivel_agua1=(int)(memoria[lee_fila][lee_columna]);
itoa(nivel_agua1,mostrar8,10);
lcd_gotoxy(13,0);
lcd_puts(mostrar5);
lcd_puts("cm");
lee_columna++;
lee_fila++;
indicador_lectura=0;

// distancia=(int)(memoria[lee_fila][lee_columna]);
//itoa(dia,mostrar6,10);
//lcd_puts(mostrar6);
//lcd_putc(' ');
//lee_fila++;
}

```

```
//prueba LCD
void bienvenida(void){
    char cadena1[20]="Medidor de nivel";
    char cadena2[20]="The niveler";
        lcd_puts(cadena1);
            lcd_gotoxy(0,1);
                _delay_ms(500);
        lcd_puts(cadena2);
            _delay_ms(500);

    }

//prueba ds1621
void ds1631test1(){
//    int T=0;

        if(ds1631Init(DS1631_I2C_ADDR)
        {
            lcd_gotoxy(0,0);
            lcd_puts("DS1631 detected");
                _delay_ms(500);
        }
        else
        {
            lcd_gotoxy(0,0);
            lcd_puts("Cannot detect DS1631");
                _delay_ms(500);
            return;
        }
    }

//Lee temperatura ds1621
int lee_temperatura(void)
    {

int T;

        // start convert
        ds1631StartConvert(DS1631_I2C_ADDR);
```

```

        // wait until done
        // 12-bit conversion are only supported to take this long
        _delay_ms(550);
        _delay_ms(200);

        // read temp
        T = ds1631ReadTemp1(DS1631_I2C_ADDR);
            _delay_ms(200);

    T=(T>>8);
//          itoa(T,tempchar3,10);

return T;
    }
//lee fecha ds1307
//void lee_fecha()
//{
//lcd_clrscr();
//lcd_gotoxy(0,0);
//lcd_puts("hora/fecha");
//lcd_gotoxy(0,1);
int lee_hora(){
hora = ds1307Readdata(ds1307, 0x02);
return hora;}
//hora_1=(char)((hora>>4)+0x30);
//hora_2=(char)((hora&0x000F)+0x30);
//lcd_putc(hora_1);
//lcd_putc(hora_2);
//lcd_putc(':');
int lee_minutos(){
minutos = ds1307Readdata(ds1307, 0x01);
return minutos;}
//minutos_1=(char)((minutos>>4)+0x30);
//minutos_2=(char)((minutos&0x000F)+0x30);
//lcd_putc(minutos_1);
//lcd_putc(minutos_2);
//lcd_putc(' ');
//lcd_putc(' ');

```

```
//lcd_putc(' ');
int lee_dia(){
dia = ds1307Readdata(ds1307, 0x04);
return dia;}
//dia_1=(char)((dia>>4)+0x30);
//dia_2=(char)((dia&0x000F)+0x30);
//lcd_putc(dia_1);
//lcd_putc(dia_2);
//lcd_putc('-');
int lee_mes(){
mes = ds1307Readdata(ds1307, 0x05);
return mes;}
//mes_1=(char)((mes>>4)+0x30);
//mes_2=(char)((mes&0x000F)+0x30);
//lcd_putc(mes_1);
//lcd_putc(mes_2);
//lcd_putc('-');
int lee_ano(){
ano = ds1307Readdata(ds1307, 0x06);
return ano;}
//ano_1=(char)((ano>>4)+0x30);
//ano_2=(char)((ano&0x000F)+0x30);
//lcd_putc(ano_1);
//lcd_putc(ano_2);
//}
//establece la fecha del RTC ds1307
void establece_fecha()
{
fecha[0]=0x00; //caracter de dir de memoria
fecha[1]=0x40;
fecha[2]=0x07;
fecha[3]=0x08;
fecha[4]=0x05;
fecha[5]=0x12;
fecha[6]=0x02;
fecha[7]=0x09;
fecha[8]=0x83;
i2cMasterSendNI(ds1307, 9, fecha);
```

```

}
//escanea botones
unsigned char lee_dato(void)
{
switch(PINB)
{
    case 0xFE:
        lcd_puts("0");
        _delay_ms(500);
        return 1;
        break;
    case 0xFD:
        lcd_puts("1");
        _delay_ms(500);
        return 2;
        break;
    case 0xFB:
        lcd_puts("2");
        _delay_ms(500);
        return 3;
        break;
    case 0xF7:
        lcd_puts("3");
        _delay_ms(500);
        return 4;
        break;
}
return 0;
}
//realiza medicion
void realiza_medicion(void){
lcd_clrscr();
lcd_puts("Tomando medicion");
memoria[num_medicion][dato]=(unsigned char)lee_dia();
dia=(int)memoria[num_medicion][dato];
dato++;
memoria[num_medicion][dato]=(unsigned char)lee_mes();
mes=(int)memoria[num_medicion][dato];

```



```

dato++;
memoria[num_medicion][dato]=(unsigned char)lee_ano();
ano=(int)memoria[num_medicion][dato];
dato++;
memoria[num_medicion][dato]=(unsigned char)lee_hora();
hora=(int)memoria[num_medicion][dato];
dato++;
memoria[num_medicion][dato]=(unsigned char)lee_minutos();
minutos=(int)memoria[num_medicion][dato];
dato++;
memoria[num_medicion][dato]=(unsigned char)lee_temperatura();
temperatura=(int)memoria[num_medicion][dato];
dato++;
//AGREGADO
memoria[num_medicion][dato]=(unsigned char)mide_nivel();
nivel_agua=(int)memoria[num_medicion][dato];
dato=0;
medicion++;
num_medicion++;
}

//muestra ultima medicion
void muestra_medicion(){
char mostrar_1[8];
char mostrar_2[8];
char mostrar_3[8];
lcd_clrscr();
lcd_puts("ULT. MED:");
lcd_putc(' ');
itoa(medicion, mostrar_1, 10);
lcd_puts(mostrar_1);
lcd_putc(' ');
lcd_putc(' ');
itoa(nivel_agua, mostrar_3, 10);
lcd_puts(mostrar_3);
lcd_puts("cm");

//*****aquí va la del srf05

```

```

lcd_gotoxy(0,1);           //muestra dia
dia_1=(char)((dia>>4)+0x30);
dia_2=(char)((dia&0x000F)+0x30);
lcd_putc(dia_1);
lcd_putc(dia_2);
lcd_putc('-');

           //muestra mes
mes_1=(char)((mes>>4)+0x30);
mes_2=(char)((mes&0x000F)+0x30);
lcd_putc(mes_1);
lcd_putc(mes_2);
lcd_putc('-');

           //mueestra año
ano_1=(char)((ano>>4)+0x30);
ano_2=(char)((ano&0x000F)+0x30);
lcd_putc(ano_1);
lcd_putc(ano_2);
lcd_putc(' ');
hora_1=(char)((hora>>4)+0x30);
hora_2=(char)((hora&0x000F)+0x30);
lcd_putc(hora_1);
lcd_putc(hora_2);
lcd_putc(':');
minutos_1=(char)((minutos>>4)+0x30);
minutos_2=(char)((minutos&0x000F)+0x30);
lcd_putc(minutos_1);
lcd_putc(minutos_2);
lcd_putc(' ');
itoa(temperatura, mostrar_2, 10);
lcd_puts(mostrar_2);
lcd_putc('C');
}
//pantallas
void loading(void){

```

```
lcd_gotoxy(0,0);
lcd_clrscr();
lcd_puts("loading");
  _delay_ms(250);
lcd_putc('.');
  _delay_ms(250);
lcd_putc('.');
  _delay_ms(250);
lcd_putc('.');
  _delay_ms(250);
lcd_clrscr();
lcd_gotoxy(0,0);
lcd_puts("loading");
  _delay_ms(250);
lcd_putc('.');
  _delay_ms(250);
lcd_putc('.');
  _delay_ms(250);
lcd_putc('.');
  _delay_ms(250);
lcd_clrscr();
lcd_gotoxy(0,0);
lcd_puts("loading");
  _delay_ms(250);
lcd_putc('.');
  _delay_ms(250);
lcd_putc('.');
  _delay_ms(250);
lcd_putc('.');
  _delay_ms(250);
}
void tomando_medicion(void){
lcd_gotoxy(0,0);
lcd_puts("Tomando medicion");
  _delay_ms(250);
lcd_putc('.');
  _delay_ms(250);
lcd_putc('.');
```

```

    _delay_ms(250);
    lcd_putc('.');
    _delay_ms(250);
    lcd_clrscr();
    lcd_puts("Tomando medicion");
    _delay_ms(250);
    lcd_putc('.');
    _delay_ms(250);
    lcd_putc('.');
    _delay_ms(250);
    lcd_putc('.');
    _delay_ms(250);
    lcd_clrscr();
    lcd_puts("Tomando medicion");
    _delay_ms(250);
    lcd_putc('.');
    _delay_ms(250);
    lcd_putc('.');
    _delay_ms(250);
    lcd_putc('.');
    _delay_ms(250);
}

```

```

//programa principal
int main(void)
{
    PORTB=0xFF;
    PORTA=0x00;
    DDRA=0xFF;
    DDRB=0x00;

    // initialize our libraries
    i2cInIt();
    i2cSetBitrate(100);
    lcd_init(LCD_DISP_ON);
    //muestra pantallas de inicio
    bienvenida();
    establece_fecha();
}

```

```

    _delay_ms(900);
//loading();
//tomando_medicion();
//realiza medicion
realiza_medicion();
intervalo=minutos;
modo_normal:      //goto modo normal
//muestra la ultima medicion
lcd_clrscr();
muestra_medicion();
modo_lectura:
if (bloquea_lectura==54)
    lee_memoria();
bloquea_lectura=54;
while(1){
lee_minutos();
_delay_ms(500);
if (intervalo != minutos)
{
    lcd_clrscr();
        tomando_medicion();
        realiza_medicion();
        lcd_clrscr();
        muestra_medicion();
        intervalo=minutos;
            _delay_ms(500);
}
    aux1=lee_dato();
    switch(aux1){
        case 1:
            bloquea_lectura=45;
                indicador_lectura=1;
                goto modo_normal;
                break;

        case 2:
            if(indicador_lectura==1)
                // lee_fila++;
                break;

```

```

        case 3:
                                if(indicador_lectura==1)
//                                lee_fila--;
                                break;
        case 4:
                                goto modo_lectura;

                                break;
}
}
}

```

MODO DE EMPLEO DEL SENSOR DE NIVEL

Se debe accionar el interruptor de encendido para poner en funcionamiento el sistema en general, el cual se encuentra en reposo o bajo consumo. Esto es para que no se pierda la información antes recolectada y grabada en las memorias, ya que si éstas son desconectadas por completo, se borrará toda la información recopilada.

En la pantalla de LCD se podrá observar la información recopilada en un periodo de tiempo (Figura 8). Esta aparecerá con fecha del día de registro de información, temperatura a la cual se encontraba y el resultado del censo de ese día. De inicio aparecerá con la medición más actual. Si se desea observar las demás mediciones sólo se deben presionar los *push-boton* para que a través de ellos pueda regresar a observar las mediciones anteriores.

Gracias a la codificación del programa ya no hay necesidad de ajustar la hora o de realizar el censo, ya que este sistema es autónomo. Está controlado para que cada determinado lapso de tiempo realice una medición y la guarde y así sucesivamente.

Los sensores ultrasónicos se localizan en la parte de abajo del equipo, como se muestra en la Figura 9.

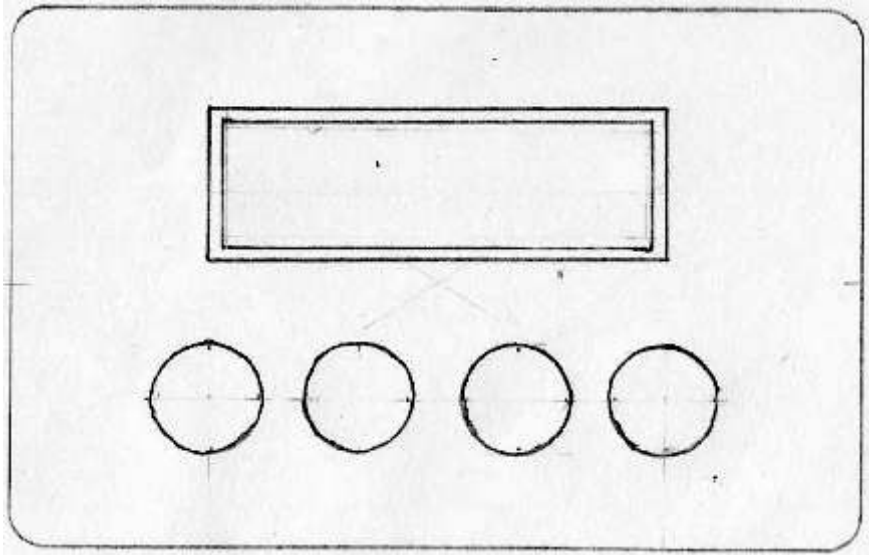


Figura 8. Esquema del medidor de nivel de inundación -vista superior-. Donde A) pantalla LCD, B) botón “Entrar” C) botón “Atrás”, D) botón “Abajo”, E) botón “Arriba”.

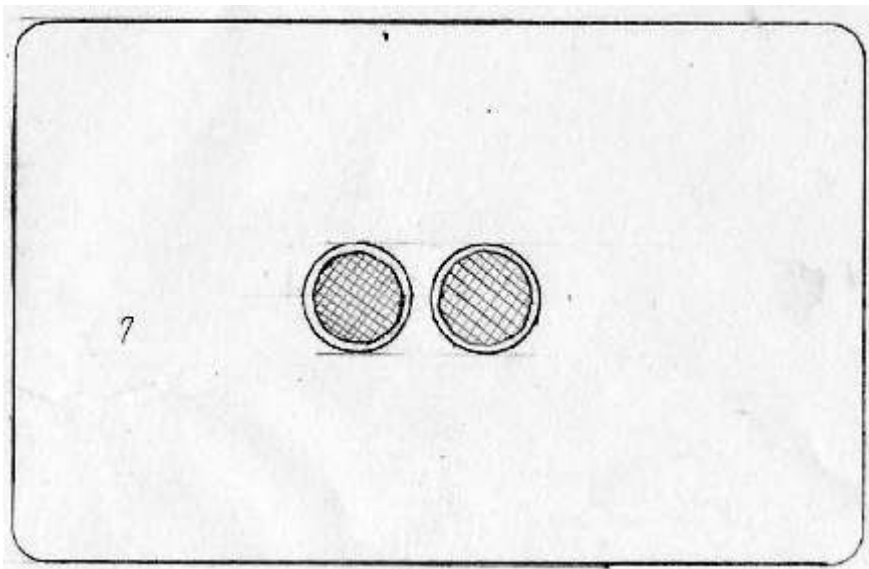


Figura 9. Esquema del medidor de nivel de inundación vista inferior. Donde D) sensor ultrasónico.

AGRADECIMIENTOS

Los estudiantes de la Carrera de Ingeniería en Electrónica, del Tecnológico de Veracruz: Basilio Viccon Anell, Carlo Emanuel Bravo Rueda, Rubén Sosa Oliveros y Erik Fernández Bandala agradecen la Beca DGEST-PROMEP.

REFERENCIAS CITADAS Y RECOMENDADAS

ATmega32 datasheet

<http://www.atmel.com/products/avr/default.asp>

<http://produccion.cps.unizar.es/info/tmep/Trabajos/01-02/04-Nivel.ppt>

Cresus S. A. 1997. *Instrumentación Industrial*. 7 ed. Marcombo. (libros electrónicos) <http://books.google.com.mx/books?id=cV6ZOqQ0ywMC&pg=PA211&lpg=PA211&dq=EI+sistema+ultras>

Mitsch, W.J. y J.G. Gosselink. 2000. *Wetlands*. John Wiley & Sons, Inc. Nueva York.

HOJA DE DATOS

Con especificaciones técnicas de los fabricantes

EL BUS I2C

I2C es un bus de comunicaciones serie. Su nombre viene de *Inter-Integrated Circuit* (Circuitos Inter-Integrados). La versión 1.0 data del año 1992 y la versión 2.1 del año 2000, su diseñador es Philips. La velocidad es de 100 Kbits por segundo en el modo estándar, aunque también permite velocidades de 3.4 Mbit/s. Es un bus muy usado en la industria, principalmente para comunicar microcontroladores y sus periféricos en sistemas empotrados (*Embedded Systems*) y generalizando más para comunicar circuitos integrados entre si que normalmente residen en un mismo circuito impreso .

Las características principales del bus I2C son:

- Se necesitan solamente dos líneas, la de datos (SDA) y la de reloj (SCL).
- Cada dispositivo conectado al bus tiene un código de dirección seleccionable

mediante *software*. Hay permanentemente una relación maestro/ esclavo entre el micro y los dispositivos conectados

- El bus permite la conexión de varios maestros, ya que incluye un detector de colisiones.
- El protocolo de transferencia de datos y direcciones posibilita diseñar sistemas completamente definidos por *software*.
- Los datos y direcciones se transmiten con palabras de 8 bits.

Funcionamiento del bus I2C

Las líneas SDA y SCL transportan información entre los dispositivos conectados al bus como se muestra en la Figura 10.

Cada dispositivo es reconocido por su código (dirección) y puede operar como transmisor o receptor de datos. Además, cada dispositivo puede ser considerado como *master* o *slave*. El *master* es el dispositivo que inicia la transferencia en el bus y genera la señal de *clock*.

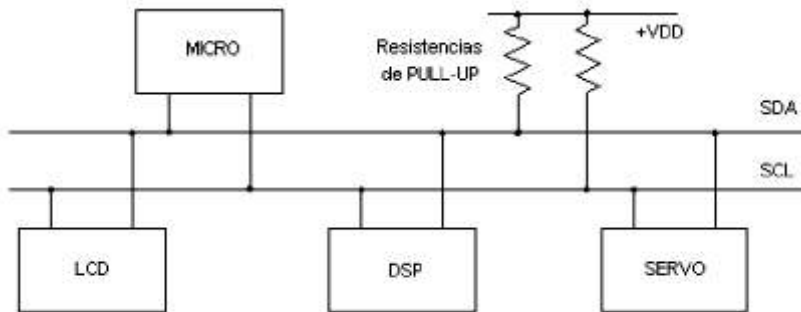


Figura 10. Conexión del bus I2C.

El *slave* (esclavo) es el dispositivo direccionado. Las líneas SDA (serial *data*) y SCL (serial *clock*) son bidireccionales, conectadas al positivo de la alimentación a través de las resistencias de *pull-up*. Cuando el bus está libre, ambas líneas están en nivel alto.

La transmisión bidireccional serie (8 bits) de datos puede realizarse a 100 Kbits/s en el modo *standard* o 400 Kbits/s en el modo rápido. La cantidad de dispositivos que se

pueden conectar al bus está limitada, solamente, por la máxima capacidad permitida: 400 pF.

Antes de que se establezca un intercambio de datos entre el circuito *master* y los esclavos, el *master* debe informar el comienzo de la comunicación (condición de Start): la línea SDA cae a cero mientras SCL permanece en el nivel alto. A partir de este momento comienza la transferencia de datos. Una vez finalizada la comunicación se debe informar de esta situación (condición de Stop). La línea SDA pasa a nivel alto mientras SCL permanece en estado alto como se muestra en la Figura 11.

El Maestro genera la condición de Start. Cada palabra puesta en el bus SDA debe tener 8 bits, la primera palabra transferida contiene la dirección del Esclavo seleccionado.

Luego el *master* lee el estado de la línea SDA, si vale 0 (impuesto por el esclavo), el proceso de transferencia continúa. Si vale 1, indica que el circuito direccionado no valida la comunicación, entonces, el maestro genera un bit de Stop para liberar el bus I2C. Este acuse de recibo se denomina ACK (*acknowledge*) y es una parte importante del protocolo I2C.

Al final de la transmisión, el maestro genera la condición de Stop y libera el bus I2C; las líneas SDA y SCL pasan a estado alto.

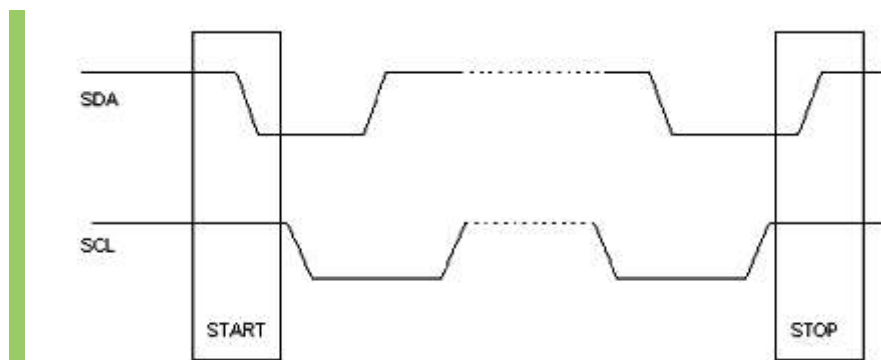


Figura 11. Condiciones de Inicio y de parada.

MÓDULO DE ULTRASONIDO SRF05

Consiste en un medidor ultrasónico de distancias de bajo costo desarrollado por la firma **DEVANTECH Ltd** (Figura 12). Dispone de un nuevo modo de operación que se selecciona simplemente conectando el pin "Mode" a GND. Dicho modo permite al SRF05 emplear un único pin de E/S que sirve tanto para dar la orden de inicio o disparo, como para obtener la medida realizada (ECO).

Cuando el pin de "Mode" no se emplea y se deja sin conectar, el SRF05 trabaja de la misma manera que el SRF04. Esto es, la señal de disparo y la salida de ECO se realizan por pines diferentes.

El SRF05 incluye una pequeña temporización tras el pulso ECO de salida, que permite que controladores lentos como Basic Stamp y Picaxe puedan ejecutar las instrucciones correspondientes.

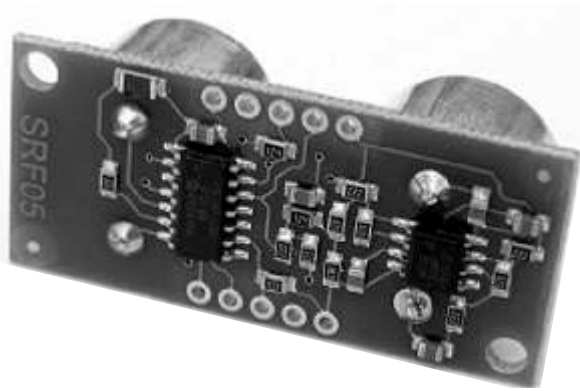


Figura 12. Módulo de radiofrecuencia SRF05.

Emplea patillas separadas, una para aplicar el pulso de inicio o Trigger y otra para leer la anchura del pulso del ECO medido. Este modo se selecciona simplemente dejando la patilla "Mode" sin conectar.

Tal y como se muestra en el diagrama de tiempos de la Figura 13, el modo de empleo es muy sencillo. Externamente se aplica, por parte del usuario, un pulso de disparo o trigger de 10 μ S de duración mínima. Se inicia la secuencia. El módulo transmite un tren

de pulsos o “burst” de 8 ciclos a 40 KHz. En ese momento la señal de salida ECO pasa a nivel “1”. Cuando la cápsula receptora recibe la señal transmitida como consecuencia de haber rebotado en un objeto (eco), esta salida pasa de nuevo a nivel “0”. El usuario debe medir la duración del pulso de esta señal, es decir, el tiempo en que la señal eco se mantiene a “1”.

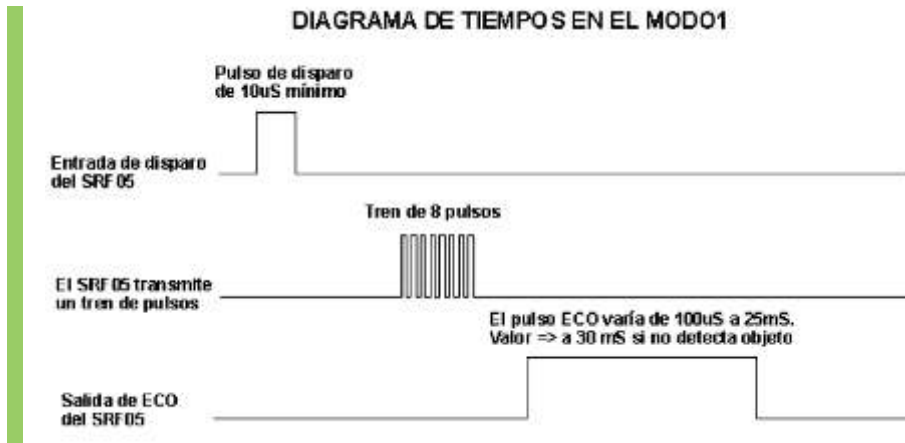


Figura 13. Diagrama de tiempos del módulo de ultrasonido.

Con objeto de que el módulo se estabilice, se debe dejar un lapso de tiempo de unos 20 mS mínimo entre el momento en que la señal de eco pasa a “0” y un nuevo pulso de disparo que inicie el siguiente ciclo o medida. Esto permite realizar medidas cada 50 mS o lo que es igual a 20 medidas por segundo.

La duración del pulso eco de salida varía entre 100µS y 25mS, en función de la distancia entre las cápsulas del módulo y el objeto. La velocidad del sonido es de 29.15 µS/cm que, como realiza un recorrido de ida y vuelta, queda establecida en 58.30µS/cm. Así pues el rango mínimo que se puede medir es de 1.7 cm (100µS/58) y el máximo de 431 cm (25mS/58).

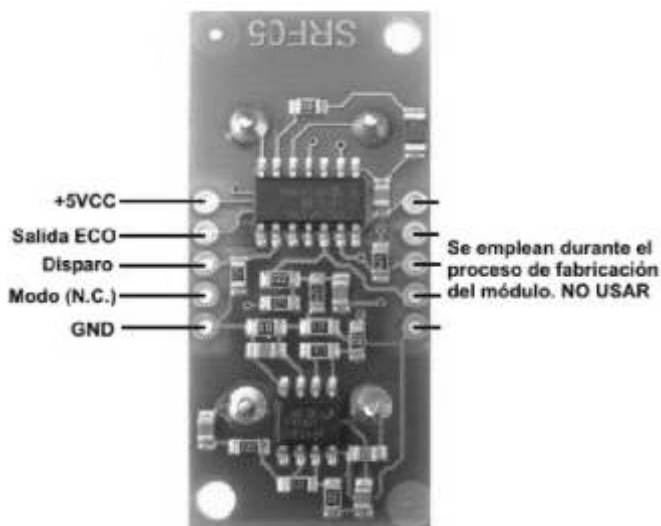
El siguiente ejemplo muestra el empleo del Basic Stamp BS2 para controlar el funcionamiento del módulo SRF05 mediante las sentencias PULSOUT y PULSIN referidas a un mismo pin (Cuadro 1).

Cuadro 1. Características técnicas del módulo de radiofrecuencia SRF05.

PARAMETRO	VALOR	UNIDAD
Dimensiones del circuito	43 x 20 x 17	mm
Tensión de alimentación	5	Vcc
Frecuencia de trabajo	40	KHz
Rango máximo	4	m
Rango mínimo	1.7	cm
Duración mínima del pulso de disparo (nivel TTL)	10	µS
Duración del pulso eco de salida (nivel TTL)	100-25000	µS
Tiempo mínimo de espera entre una medida y el inicio de otra	20	mS

conexiones

El módulo emplea tan sólo 5 conexiones que se pueden realizar soldando directamente 5 cables o bien mediante un conector de 5 vías con paso de 2.54 mm. Éstas se muestran en la Figura 14. En el cuadro 2 se describen los pines del módulo de ultrasonido.

**Figura 14.** Conexiones del módulo de ultrasonido SRF05.

Cuadro 2. Descripción de pines del módulo de ultrasonido

+5Vcc	Tensión positiva de alimentación
ECO	Salida del pulso cuya anchura determina el tiempo del recorrido de la señal ultrasónica
Disparo	Entrada de inicio de una nueva medida. Se aplica un pulso con una duración mínima de 10 μ s
Modo (N.C.)	Sin conexión se selecciona el modo 1 de compatibilidad con SRF04. Conectado a GND se selecciona el modo 2 de trabajo
GND	Tierra de alimentación.

El módulo SRF05 viene perfectamente ajustado y calibrado de fábrica, por lo que no necesita de ningún tipo de ajuste. Su funcionamiento se puede verificar aplicando una serie de pulsos por la entrada de disparo. Con ayuda de un osciloscopio se puede medir la anchura de la señal eco de salida. Esta anchura, representada en μ S y dividida entre 58.30, nos permite calcular la distancia del objeto.

COMUNICACIÓN RS 232

RS-232 (también conocido como Electronic Industries Alliance RS-232C) es una interfaz que designa una norma para el intercambio de series de datos binarios entre un DTE (Equipo terminal de datos) y un DCE (*Data Communication Equipment*, Equipo de Comunicación de Datos), aunque existen otras situaciones en las que también se utiliza la interfaz RS-232.

En particular, existen ocasiones en que interesa conectar otro tipo de equipamientos, como pueden ser computadoras. Evidentemente, en el caso de interconexión entre los mismos, se requerirá la conexión de un DTE (*Data Terminal Equipment*) con otro DTE.

El RS-232 consiste en un conector tipo DB-25 (de 25 pines), aunque es normal encontrar la versión de 9 pines (DB-9), más barato e incluso más extendido para cierto tipo de periféricos (como el ratón serie del PC).

En el cuadro 3 se muestran las señales RS-232 más comunes según los pines asignados.

La interfaz RS-232 está diseñada para distancias cortas, de unos 15 metros o menos, y para velocidades de comunicación bajas, de no más de 20 Kb/s. A pesar de ello, muchas veces se utiliza a mayores velocidades con un resultado aceptable. La interfaz

Cuadro 3. Señales más comunes del protocolo RS-232 y pines asignados.

Señal		DB-25	DB-9 (TIA-574)	EIA/TIA 561	ost	RJ-50	MMJ	MJ
Common Ground			5	4		4,5	6	4
Transmitted Data	D		3	8		3	8	
Received Data	D		2	5		6	9	
Data Terminal Ready	TR	0	4	3		2	7	
Data Set Ready	SR		6	1		7	5	
Request To Send	TS		7	9		1	4	
Clear To Send	TS		8	7		8	3	
Carrier Detect	CD		1	2		7	10	
Ring Indicator	I	2	9	1		-	2	

puede trabajar en comunicación asíncrona o síncrona y tipos de canal simplex, *half duplex* o *full duplex*. En un canal **simplex** los datos siempre viajarán en una dirección, por ejemplo desde DCE a DTE. En un canal **half duplex**, los datos pueden viajar en una u otra dirección, pero sólo durante un determinado periodo de tiempo; luego la línea debe ser conmutada antes que los datos puedan viajar en la otra dirección. En un canal **full duplex**, los datos pueden viajar en ambos sentidos simultáneamente. Las líneas de *handshaking* de la RS-232 se usan para resolver los problemas asociados con este modo de operación, tal como en qué dirección los datos deben viajar en un instante determinado.

Si un dispositivo de los que están conectados a una interfaz RS-232 procesa los datos a una velocidad menor de la que los recibe, deben de conectarse las líneas *hand shaking* que permiten realizar un control de flujo tal que al dispositivo más lento le de tiempo de procesar la información. Las líneas de *hand shaking* que permiten hacer este control de flujo son las líneas RTS y CTS. Los diseñadores del estándar no concibieron estas líneas para que funcionen de este modo, pero dada su utilidad en cada interfaz posterior se incluye este modo de uso

Las UART o U(S)ART (Transmisor y Receptor [Síncrono] Asíncrono Universal) se diseñaron para convertir las señales que maneja la CPU y transmitir las al exterior. Las

UART deben resolver problemas tales como la conversión de voltajes internos del DCE con respecto al DTE, gobernar las señales de control, y realizar la transformación desde el bus de datos de señales en paralelo a serie y viceversa. Debe ser robusta y deberá tolerar circuitos abiertos, cortocircuitos y escritura simultánea sobre un mismo pin, entre otras consideraciones. Es en la UART en donde se implementa la interfaz.

Para los propósitos de la RS-232 estándar, una conexión es definida por un cable desde un dispositivo al otro. Hay 25 conexiones en la especificación completa, pero es muy probable que se encuentren menos de la mitad de éstas en una interfaz determinada. La causa es simple, una interfaz *full duplex* puede obtenerse con solamente 3 cables.

MEMORIA EEPROM 24LC256

En este proyecto es necesario almacenar gran cantidad de datos en memoria EEPROM, sin embargo la disponible en el microcontrolador ATmega32 es limitada. Las memorias EEPROM permiten solucionar este problema con gran sencillez ya que pueden almacenar gran cantidad de información en un chip de 8 pines.

Las principales características de la memoria 24LC256 son:

- Memoria EEPROM serie con interfaz I2C fabricada por Microchip en un encapsulado de 8 pines (figura 15 y cuadro 4)..
- Capacidad de 256 Kbits o 32K bytes.
- Los datos se escriben y leen en serie a través de los pines SCL y SDA.
- Se puede alimentar con un voltaje de entre 2.5 a 5.5 V.
- Consumo de energía reducido: 3 mA en proceso de escritura, 400 uA en lectura y 100 nA en *standby* o modo de bajo consumo.
- La retención de datos está garantizada por 200 años.
- Las líneas de dirección A2, A1 y A0 permiten conectar varias memorias en el mismo circuito, variando la dirección de cada una de ellas.
- Sistema de protección de escrituras accidentales mediante el pin WP.

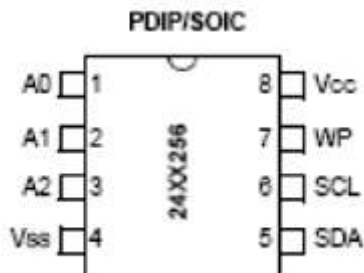


Figura 15. Configuración de pines de la memoria EEPROM 24LC256.

Cuadro 4. Descripción de pines de la memoria EEPROM 24LC256

Vcc	Fuente de alimentación
Vss	Tierra
SDA	I2C Línea de datos del bus
SCL	I2C Línea de reloj del bus
A2, A1 y A0	Líneas de dirección
WP	Protección contra escritura

SENSOR DE TEMPERATURA DS1624

En la medición de distancias por ultrasonido, un factor a considerar es el cambio en la temperatura ambiente, debido a que las ondas sonoras viajan a diferente velocidad a temperaturas diferentes. Es por esto que incluimos un sensor de temperatura para realizar la compensación de la distancia debido al cambio de temperatura.

El DS1624 es un sensor de temperatura que transmite el valor digital de la temperatura leída en el lugar donde se encuentre el dispositivo.

Sus características principales son:

- Fabricado por *Dallas Semiconductors* en encapsulado de ocho pines como se muestra en la Figura 16 y cuadro 5.
- Se puede conectar a bus I2C, es decir, los datos se escriben y leen en serie a través de los pines SCL y SDA.
- No requiere de componentes externos para realizar la medida de temperatura.
- La temperatura es leída como un valor digital de 2 bytes que incluye el signo.
- El rango de temperatura que puede medir varía desde -55°C a 125°C con variaciones de 0.0625°C
- Realiza la conversión de temperatura en un tiempo máximo de un segundo. Posee 256 bytes de memoria EEPROM para almacenar datos.
- Se puede alimentar con un voltaje de entre 2.7 a 5.5V, siendo su valor típico 5 V.
- Las entradas de dirección A2, A1 y A0 permiten conectar varios DS1624 en el mismo circuito, variando la dirección de cada uno de ellos.

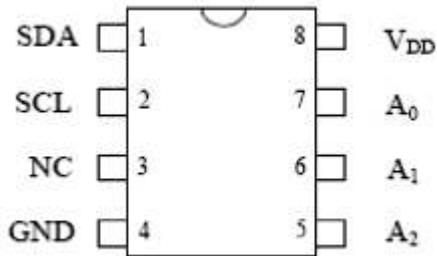


Figura 16. Configuración de pines del sensor de temperatura DS1624.

Cuadro 5. Descripción de pines del sensor de temperatura DS1624.

Vcc	Fuente de alimentación
Vss	Tierra
SDA	Línea de datos del bus I2C
SCL	Línea de reloj del bus I2C
A2, A1 y A0	Líneas de dirección

RELOJ CALENDARIO DS1307

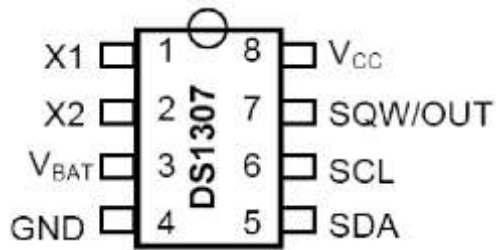
El DS1307 es un reloj en tiempo real RTC (Real Time Clock) con líneas de conexión a un bus I2C. Este circuito integrado es un poderoso reloj y calendario de tiempo real, que cumple perfectamente con muchas de las necesidades normales en la adquisición y registro del tiempo.

Sus características más destacadas son:

- Fabricado por *Dallas Semiconductors*, en encapsulado de 8 pines (Figura 17 y cuadro 6).
- El DS1307 es un reloj y calendario de tiempo real que cuenta los segundos, los minutos, las horas, los días de la semana, los días del mes, los meses y los años, válido hasta el 2100.
- Almacena los datos en formato BCD para que se pueda trabajar directamente con ellos.

- Tiene 56 bytes de ram no volátil para almacenamiento de datos.
- En su pin SQW/OUT proporciona una onda cuadrada programable
- Tiene una circuitería interna de respaldo para alimentación en caso de fallo de la alimentación principal, por tanto, es capaz de mantener el tiempo y la fecha actualizados aún cuando el sistema este apagado.
- Se puede alimentar entre 4,5 a 5.5 V.
- Posee un bajo consumo, menos de 500 nA en el modo de respaldo.
- Utiliza un cristal de cuarzo propio de 32.768 Hz para lograr tiempos exactos y no depender del microcontrolador.
- El último día del mes es automáticamente ajustado a 28, 29 30 o 31 días según corresponda, tiene en cuenta los años bisiestos.
- Puede trabajar en formato europeo de 24 horas o el americano de 12 con indicador de AM/PM.

Figura. 17.
Configuración de pines
del reloj calendario
DS1307.



Cuadro 6. Descripción de pines del reloj calendario DS1307.

Vcc	Fuente de alimentación
Vss	Tierra
SDA	Línea de datos del bus I2C
SCL	Línea de reloj del bus I2C
A2, A1 y A0	Líneas de dirección
X1, X2	Cristal de cuarzo de 32768 hz.
SQW/OUT	Señal cuadrada
V _{BAT}	Batería de respaldo.

UNIDAD CENTRAL DE PROCESO

La unidad central de proceso para este dispositivo es un microcontrolador Atmega32, el cual realiza el control de los dispositivos descritos anteriormente (Memoria EEPROM, sensor ultrasónico, reloj en tiempo real, interfaz RS-232 y sensor de temperatura) y los cálculos necesarios para obtener resultados significativos para el usuario, como por ejemplo, convertir el tiempo que tardan las ondas sonoras emitidas por el módulo de ultrasonido en rebotar en el agua y regresar al mismo módulo, en la distancia que hay del dispositivo a la superficie del agua y luego en la variación en el nivel de agua. Además, realiza otros cálculos como la variación en la distancia obtenida debido a la temperatura y realiza la compensación de esa distancia.

EL AMBIENTE

6

Suelos hidromórficos

Adolfo Campos Cascaredo
y Patricia Moreno-Casasola

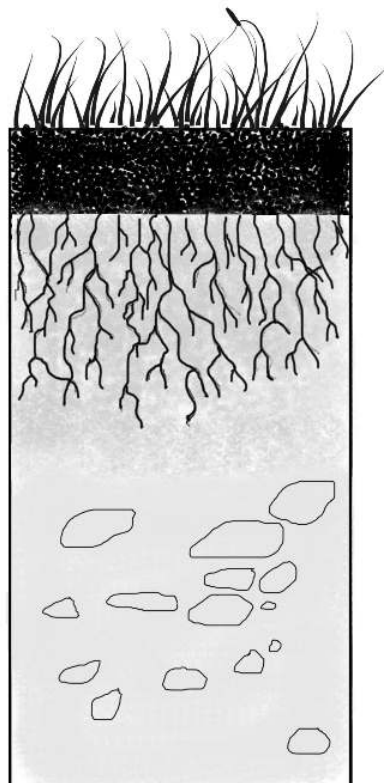
Los suelos tienen una organización natural y son activos biológicamente. Esta organización inherente es el resultado de las fuerzas climáticas y biológicas que alteran las propiedades de los materiales de la superficie terrestre. Debido a que estas fuerzas ejercen un efecto progresivamente menor con la profundidad, resultan en capas más o menos horizontales que se denominan “horizontes de suelo”. Los tipos particulares de suelo se identifican o distinguen por la secuencia específica de horizontes que presentan, denominada perfil del suelo (Richardson y Vepraskas 2001).

En los humedales, los suelos juegan un papel fundamental, pues es donde se produce el estrés por la escasez de oxígeno y donde se descompone con mayor o menor velocidad la materia orgánica. Estos son procesos determinantes en los distintos tipos de humedales. Además juegan un papel fundamental en la delimitación legal de zonas de humedales, ya que son los que mantienen la historia del humedal y permanecen aún después de que éste ha sido drenado y la vegetación hidrófita ha desaparecido.

EL PERFIL DE SUELO

Las descripciones de suelos normalmente se basan en los tipos de horizontes y en las propiedades de éstos. Se llama horizonte a las capas distintas de tierra es decir a un nivel en el perfil edáfico, más o menos paralelo a la superficie, con unas características edáficas (*propiedades físicas, químicas y biológicas*), que le hacen diferente a los niveles adyacentes. En general la diferenciación de horizontes se hace más patente a medida que se progresa en la evolución del suelo. Los horizontes se clasifican según sus propiedades cualitativas y cuantitativas. Los horizontes más comunes incluyen el O, A, E, B, C y R (Figura 1). Se le llama perfil de suelo a una sección vertical que se extiende de la superficie hacia abajo a través de sus horizontes.

Figura 1. Esquema que muestra los tres horizontes (A, B y C) de un perfil de suelos (redibujado de Sprecher 2001).



Los horizontes se diferencian entre sí por sus propiedades, tales como el contenido de carbono orgánico, la morfología (color, textura, etc.), la mineralogía, la química (pH, potencial redox). Así, el horizonte O, está formado por acumulación *in situ* de material orgánico depositado en la superficie, que está saturado de agua durante periodos prolongados y que contiene 100% o más, de contenido de agua.

Muchos suelos no alterados o perturbados presentan horizontes, los cuales están formados principalmente por materia orgánica parcial o bien descompuesta. Cuando estos horizontes orgánicos están presentes, se llaman horizontes O, y están formados por acumulaciones de material orgánico depositados sobre la superficie, que sólo está saturada de agua unos pocos días al año y que contiene 35% o más de materia orgánica. La materia orgánica se encuentra poco o nada transformada, siendo claramente visible la organización biológica de los restos. En una selva o bosque hay típicamente varios horizontes O diferentes, ya que presentan distintos grados de descomposición. La parte más superficial de este horizonte consiste a menudo de trozos de hojas y ramitas, bajo el cual hay otros horizontes O con mayor grado de descomposición de la materia orgánica. Las hojas recién caídas que se pueden hacer a un lado rápidamente forman la hojarasca (o capa de litter) y no se consideran parte del horizonte O.

El horizonte A, se encuentra típicamente debajo de la capa orgánica (si ésta existe) y consiste de suelo mineral mezclado con la materia orgánica descompuesta. La presencia de materia orgánica en el horizonte A le da un color más oscuro al suelo y a menudo enmascara otros rasgos, haciendo difícil el diferenciarlos. Bajo condiciones naturales, la profundidad del horizonte A varía de un sitio a otro.

En los horizontes por debajo del A, el material mineral se encuentra reducido y los colores del suelo, así como otras características son más fáciles de interpretar. El horizonte B se ha intemperizado (oxidado). Algunos humedales carecen de horizonte B ya que los procesos de formación de suelo están severamente limitados por las condiciones de inundación. El horizonte C está formado por material geológico no intemperizado. El horizonte R, cuando presente, está formado por roca dura como granito o basalto.

SUELOS HÍDRICOS

Los suelos de humedales se llaman suelos hídricos. Este es un término acuñado recientemente, en la década de 1970, cuando surgió el interés por los humedales. Se define como un suelo saturado o inundado suficiente tiempo, durante la estación de crecimiento de las plantas, para producir condiciones de anaerobiosis en la parte superior. Las condiciones de anaerobiosis, es decir bajas cantidades de oxígeno (la carencia se denomina anoxia) producen cambios físicos y químicos en el suelo, los cuales se vuelven aparentes y sirven como indicadores de condiciones hídricas. Estos indicadores tardan muchos años en desarrollarse, asociándose en el largo plazo a la hidrología de humedales de un sitio. Por tanto los indicadores físicos de condiciones saturadas persisten después de que la hidrología de un área ha sido alterada y la vegetación de humedales ha desaparecido y son los más permanentes y estables. Por ello tienen un fuerte valor como indicadores.

En Estados Unidos se han desarrollado las listas locales (por municipio o condado) de los suelos que se consideran hídricos. Sin embargo, los límites no son exactos y se necesitan visitas de campo de verificación. En México, los mapas de suelo son las cartas de INEGI 1:50,000 y solamente, en muy pocos casos se cuenta con mapas de suelo a escalas más grandes.

Los suelos hídricos se pueden dividir en dos grupos, con base en las características que pueden observarse en el campo, mediante pozos de prueba. Estos dos grupos son los suelos orgánicos y los minerales. Están formados de distintos tipos de materiales.

Los suelos orgánicos están formados de material vegetal parcialmente descompuesto y mezclado con elementos minerales (Fotografía 1). En general, la materia orgánica constituye el 20-30 por ciento o más del suelo (dependiendo de la cantidad de arcilla presente). Los suelos orgánicos se forman en algunos humedales (sobre todo pantanos y ciénagas) donde las condiciones de anaerobiosis hacen que la descomposición sea muy lenta y que se incremente la cantidad de materia orgánica con el tiempo. En el campo pueden reconocerse fácilmente por su color oscuro, la textura resbaladiza o fibrosa, la porosidad y el peso ligero, y la tendencia a manchar los dedos cuando se maneja. Cuando se camina sobre ellos a menudo se sienten esponjosos. Los suelos que tienen por lo menos unos 40 cm de material orgánico en la superficie se llaman Histosoles.

Los suelos minerales contienen menos de 20-30% de materia orgánica y están hechos principalmente de arena, limo, y arcilla, con una cantidad variable de arena gruesa, guijarros y piedras. Se forman a partir de rocas o materiales transportados por vientos, agua, deslizamientos o hielo. Conforman la mayoría de los suelos del planeta. Se pueden presentar tanto en humedales como en todos los otros tipos de ecosistemas. Los suelos minerales hídricos se caracterizan típicamente por colores de croma bajos (0-2 en la escala de colores de Munsell para suelos), resultado de la gleyzación.

La gleyzación ocurre cuando el hierro está reducido y se vuelve móvil debido a las condiciones de anaerobiosis del suelo (Fotografía 2). Los cambios químicos resultantes de la presencia de oxígeno se llaman oxidación. Muchos de los colores brillantes o luminosos (café, naranja y rojo) se encuentran en las tierras más secas como resultado de la oxidación del hierro en la superficie de agregados del suelo. Los cambios químicos resultantes de la ausencia de oxígeno (condiciones de anaerobiosis) se denominan reducción.

Cuando los suelos se saturan o inundan suficiente tiempo para producir las condiciones de anaerobiosis, el hierro se reduce. A diferencia del hierro oxidado, el hierro reducido es soluble en el agua y puede moverse una distancia corta, o a veces se lixivia completamente de suelos arenosos saturados. Este proceso de lixiviación a menudo produce suelos de colores opacos (croma bajo) o grises. Éstos son suelos hídricos conocidos como suelos gléyicos. Son típicamente de color gris neutro u ocasionalmente azulado, o verdoso-gris (Fotografía 2). La escala de colores de Munsell tiene páginas especiales para los suelos gléyicos.

Algunos suelos minerales pueden no mostrar rápidamente las características hídricas debido a la textura (suelos arenosos), alto contenido férrico (suelos rojas), o dinámica de la planicie de inundación.

Bajo condiciones de saturación prolongada, puede reducirse el azufre y ser transformado por las bacterias en gas sulfhídrico, dando a los suelos de humedales un olor a "huevos podridos".

En áreas donde el manto freático fluctúa, produciendo alternancia de periodos de oxidación y reducción, el hierro a menudo se acumula formando moteados o concreciones (nódulos duros) coloreadas, brillantes (Fotografía 3). En estas áreas el hierro oxidado también se puede acumular a lo largo de las raíces vivas de las plantas, formando la rizósfera oxidada.

EL COLOR DEL SUELO

Uno de los criterios de diagnóstico, muy importante para la identificación y evaluación de suelos, es el color. El color del suelo es probablemente el rasgo más evidente y la característica más obvia en el perfil edáfico. Está relacionado con muchas propiedades del suelo como: contenido de materia orgánica, fertilidad del suelo y con procesos químicos en medios saturados.

El color se debe a la cantidad de luz reflejada en un rango definido del espectro electromagnético. El color del suelo se evalúa con la ayuda de la "Tabla Munsell" (Revised Standard Soil Color Charts, 2002). La medición de los colores se realiza por medio de una comparación de las muestras de suelo con la escala de colores de la tabla Munsell. Ésta consta de 389 colores arreglados en forma sistemática y el arreglo se hace de acuerdo con el matiz (*hue* es el nombre en inglés), la claridad (*value*) y la pureza (*chroma*). El matiz es el color del espectro dominante y está relacionado con la longitud de onda de la luz dominante. La claridad se refiere a la oscuridad relativa o claridad del color y la pureza es la expresión relativa o la fuerza del color espectral y aumenta de acuerdo a la disminución de los grises neutros.

Se utilizan trozos o pedazos de suelo que se comparan con la escala de colores de la tabla Munsell, colocándolos en la perforación que aparece en la tabla. El color predominante del suelo constituye el color de la matriz, es decir el color que se presenta en más de la mitad del volumen del horizonte. Si ningún color ocupa este volumen, se describen los distintos colores que forman el horizonte. Si aparecen otros colores dentro de él, estos suelen presentarse como moteados. La pureza de la matriz del suelo y el moteado son características importantes para identificar los suelos hídricos del humedal.

El matiz se indica en la esquina derecha superior de la página. Todos los colores de una página tienen el mismo matiz (color espectral). Dentro de un matiz particular, es decir en cada página, hay filas y columnas con cuadritos de colores que representan diferentes valores de claridad a lo largo de las columnas o eje vertical, y diferentes grados de pureza a lo largo de las filas o eje horizontal. Se puede pensar en el matiz como la calidad de la pigmentación, el valor como la claridad u oscuridad y la pureza como la palidez o brillantez. (Richardson y Vepraskas 2001, Sprecher 2001). Estos autores deben ser consultados cuando se trabaja con suelos hídricos. Específicamente, el matiz describe cuanto rojo (R), amarillo (Y), verde (G), azul (B) o morado (P) hay en un color. Que tan rojo o amarillo es, aparece con un número antes de la letra, por ejemplo

2.5Y. La mayoría de los matices son combinaciones de rojos y amarillos, que el ojo humano percibe como tonalidades de café. Estas diferencias en matiz, están organizadas en la Tabla de Munsell, desde el más rojo (10R) hasta el más amarillo (5Y), con los cuadritos de color pertenecientes a cada matiz en una misma hoja. La secuencia del más rojo al más amarillo aparece como sigue:

10R	2.5YR	5YR	7.5YR	10YR	5Y
el más rojo	mezclas rojo-amarillo			el más amarillo	

Los suelos que contienen minerales con hierro reducido (Fe(II)), pueden ser más amarillos o verdes que el matiz 5Y. Estos colores están representados en las hojas gley. Tienen un matiz neutral (N) o matices amarillos (Y), azules (B) o morados (P), Los colores de los horizontes que aparecen en estas hojas pertenecen a suelos que han permanecido saturados por periodos de tiempo largos y generalmente pertenecen a humedales.

La claridad (*value*) determina la oscuridad o claridad del color, o en otras palabras, la cantidad de luz que un suelo refleja. Por ejemplo, los 7 cuadritos de color en la columna 2 de la hoja de matiz 10YR, tienen diferente claridad, aunque todos tienen el mismo matiz (10YR) y la misma pureza (2). Los colores del horizonte A generalmente tienen un valor de claridad bajo (muy oscuros a negros) producido por la materia orgánica.

La pureza (*chrome*) cuantifica la riqueza de la pigmentación o la concentración del matiz. Colores con una alta pureza son ricos en pigmentos; baja pureza indica poca pigmentación y los suelos son apagados y grises. La pureza aparece como columnas en las hojas de la tabla. Los colores a la izquierda son más apagados y lavados que los del lado derecho. Suelos del horizonte B que han estado inundados mucho tiempo y que permanecen químicamente reducidos gran parte del año, aparecen como si mucho del pigmento se hubiera lavado y se ven grisáceos.

Para ver el color de un suelo se coloca un trozo húmedo de éste en pequeños huecos que tiene la tabla y se comparan los colores. Se registra la información del color anotando los datos del matiz/pureza por ejemplo 10YR 5/2. En la página opuesta se puede leer el nombre del color.

No siempre el color de suelo se ajusta perfectamente a un color de la tabla de Munsell, y se debe usar la notación del que más se acerca, y no tratar de combinar dos colores. El color de los suelos cambia en función de la calidad de la luz ambiental, contenido de

humedad y condiciones de la muestra, por tanto las lecturas deben hacerse bajo condiciones estándar. Fueron diseñadas para ser leídas al medio día con la luz más intensa, ya que hacia la tarde los suelos se ven más rojizos. El sol debe estar por detrás de la persona que hace la lectura para que los rayos de luz peguen directamente en la muestra de color y en la muestra de suelo a un ángulo de 90 grados. No se deben usar lentes de sol para hacer las lecturas. Las muestras de suelo deben estar húmedas. Para ello se debe rociar agua en la muestra, lentamente, hasta que ya no cambie de color. Si el suelo brilla significa que está muy húmedo y es necesario dejarlo secar un poco hasta que la superficie aparezca apagada. La muestra de suelo se debe partir y hacer la lectura de color sobre la parte interna.

La mayoría de los suelos hídricos tienen un horizonte con una pureza de 0, 1, o 2 por debajo del horizonte A. Éstos son llamados colores de baja pureza. Generalmente, al evaluar los suelos minerales con colores de bajo pureza u otra evidencia de saturación, es importante observar los indicadores directamente debajo del horizonte A y en los primeros 30 centímetros de la superficie del suelo. En áreas donde el horizonte O es menor a 20 centímetros, las profundidades del suelo se miden desde la base de este horizonte. Cuando el horizonte O es de 20 cm o más (para los Histosoles y suelos con un epipedon hístico), estas profundidades son medidas desde la superficie del suelo. La superficie del suelo es la parte superior del suelo mineral; o para suelos con un horizonte O, la superficie se mide a partir de la parte superior de este horizonte. Las hojas frescas recién caídas que no han sufrido una descomposición notable (capa de litter) se excluyen del suelo y pueden describirse por separado.

El moteado está formado por pequeñas áreas que difieren en color de la matriz. Son un buen indicador de suelos hídricos. Sobre todo para delimitación de suelos es importante el análisis del moteado. La descripción debe incluir el color, la abundancia, el tamaño, el contraste y la ubicación. Los colores se describen con la Tabla de Munsell. El resto de las variables se describen en los cuadros descriptivos que se usan en Estados Unidos elaborados por el Soil Survey Division Staff (1993) y USDA (2001).

LA RIZÓSFERA OXIDADA

Las raíces están relacionadas a condiciones físicas, químicas y biológicas del suelo, y con el crecimiento saludable de las plantas.

Las raíces y otras estructuras de las plantas que crecen en el subsuelo bajo las

condiciones de suelos saturados pueden producir áreas brillantemente coloreadas que se denominan rizósferas oxidadas (Figura 2, Fotografía 4). Las raíces necesitan oxígeno para sobrevivir y funcionar. Bajo condiciones de anaerobiosis el oxígeno se mueve hacia las raíces, proveniente de otras partes de la planta. La filtración lenta de este oxígeno en las raíces hacia el suelo produce la oxidación del hierro en el suelo que rodea las raíces. En las áreas donde fluctúa el manto freático, este proceso crea canales de color brillante que rodean a la raíz (rizósfera oxidada) y cuando ésta muere quedan marcados en el suelo. Las rizósferas oxidadas son a menudo evidentes y pueden ser especialmente útiles para confirmar la presencia de suelos saturados.

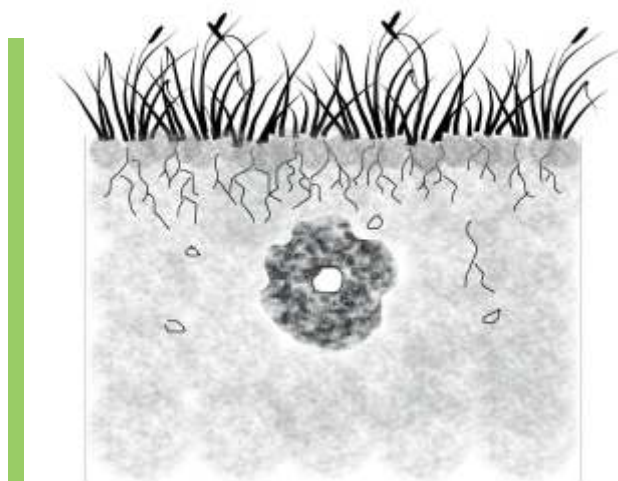


Figura 2. Esquema de un perfil de suelo que muestra la coloración que se forma alrededor de la raíz, y que se denomina rizósfera, y en este caso se encuentra oxidada, de ahí el color.

INDICADORES DE SUELOS HIDRICOS

Existen varias mediciones que se pueden realizar rápidamente para caracterizar un suelo hídrico y que funcionan como indicadores edáficos. Son el contenido de humedad del suelo, la densidad aparente, la porosidad total, el grado de saturación y la infiltración.

1. Contenido de agua en el suelo

La dinámica del agua en el suelo es un componente del balance global del agua, y puede considerarse como la variable más importante que determina la disponibilidad de agua para las plantas. Las precipitaciones atmosféricas aportan agua que finalmente

llega al suelo. Una parte de esta agua se evapora, otra escurre, otra pasa a la capa freática, otra es consumida por las plantas y otra parte es retenida o almacenada por el suelo. El agua en el suelo ocupa el espacio poroso que se forma por el arreglo físico de las partículas sólidas (mineral y orgánica) del suelo (Figura 3). En esta forma el agua está disponible para las plantas y para los microorganismos que habitan el suelo.

El agua del suelo es muy dinámica, presentando variaciones importantes tanto en espacio, como en tiempo. El agua del suelo realmente representa la fase líquida del suelo que típicamente es una solución que contiene sales disueltas, sustancias orgánicas y nutrientes en forma iónica.

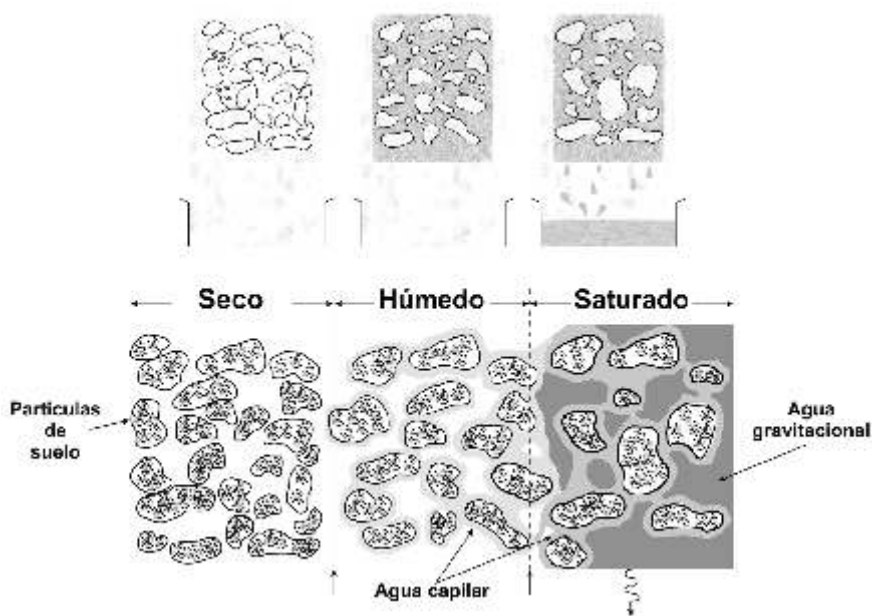


Figura 3. Esquema de los distintos niveles de presencia de agua en el suelo. Puede verse a través de los dibujos cómo el agua va ocupando los espacios o poros entre las partículas de suelo para pasar de un suelo seco a uno húmedo, y finalmente ocupar todo el espacio para formar un suelo saturado (redibujado de Brady y Weil 2002).

El agua del suelo puede clasificarse en una serie de tipos o términos desde un punto de vista físico.

Agua higroscópica: es absorbida directamente de la humedad atmosférica, y forma una película que recubre a las partículas del suelo. No es asimilable por las plantas y está retenida a más de 31 bar.

Agua capilar. Está contenida en los tubos capilares del suelo.

Agua gravitacional. No está retenida en el suelo.

El agua del suelo tiene una dinámica propia. Está sometida a dos fuerzas de acciones opuestas. Las fuerzas de succión que tienden a retener el agua en los poros, y la fuerza de la gravedad, que tiende a desplazarla a capas más profundas.

Medición del contenido de agua en el suelo

Materiales

- Cilindro PVC
- Balanza digital
- Estufa, 105° c
- Bloque de madera
- Martillo de goma
- Espátula
- Bote de aluminio
- Masking tape

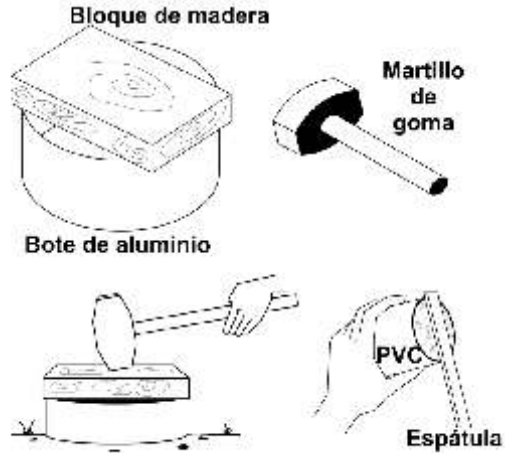
Para medir el contenido volumétrico de agua del suelo, es necesario obtener un volumen de suelo conocido. Para ello se utiliza un cilindro de PVC (o de metal) que se entierra para obtener la muestra (Figura 4). Siempre se debe utilizar el mismo cilindro y se calcula su volumen.

Procedimiento

- 1) Se toma una muestra de suelo con el cilindro de PVC. Para hacer esto, es necesario colocar una tabla de madera en un extremo del cilindro y golpear suavemente con el martillo de goma hasta que el cilindro se llene completamente de suelo.
- 2) Con cuidado, la muestra de suelo se pasa a un bote de aluminio, se tapa y se sella con cinta masking tape. Se marca el bote de aluminio con el número de muestra, el sitio donde se tomó y la fecha.
- 3) En el laboratorio, se pesa la muestra (bote + suelo) para obtener el peso húmedo del suelo, y poner a secar la muestra en la estufa a 105° C durante 24 h.

- 4) Después ya seca, se pesa la muestra de suelo para obtener el peso seco del suelo.
- 5) Se tiene que pesar el bote de aluminio, para poder restarlo posteriormente.

Figura 4. Esquema que muestra los distintos utensilios necesarios para medir el contenido de agua del suelo. a) Cilindro de metal, b) Madera para proteger el cilindro mientras se golpea y mazo, c) Procedimiento para enterrarlo, d) Extracción de la muestra de suelo, eliminando el exceso de suelo (redibujado de USDA 2001).



Cálculos

$$= Psh - Pss / Pss$$

Donde:

= contenido gravimétrico de agua ($g\ g^{-1}$) *

Psh = peso del suelo húmedo (g) *

Pss = peso del suelo seco (g)

* recordar que se debe eliminar el peso del bote de aluminio en estos cálculos

Para calcular el contenido volumétrico de agua se utiliza la siguiente fórmula:

$$= () (Da) / Dw$$

Donde:

= Contenido volumétrico de agua ($cm^3\ cm^{-3}$)

= Contenido gravimétrico de agua ($g\ g^{-1}$)

Da = Densidad aparente ($g\ cm^{-3}$)

Dw = Densidad del agua ($g\ cm^{-3}$) = 1

2. Densidad aparente del suelo

La densidad aparente es una medida que se realiza para conocer qué tan denso es un suelo. Depende de la estructura del suelo, refleja la forma y el arreglo de las partículas sólidas (minerales y orgánicas) y del espacio poroso del suelo (Figura 5). Los suelos que se han formado de material mineral tendrán una densidad aparente diferente a los suelos formados de material orgánico. En general, la densidad aparente puede variar desde 0.2 g cm^{-3} o menos en suelos orgánicos con muchos poros a 2.0 g cm^{-3} o más en suelos minerales muy compactados. Así, la densidad aparente tiene valores bajos en suelos orgánicos y se ha usado para cuantificar el grado de descomposición de los materiales orgánicos.

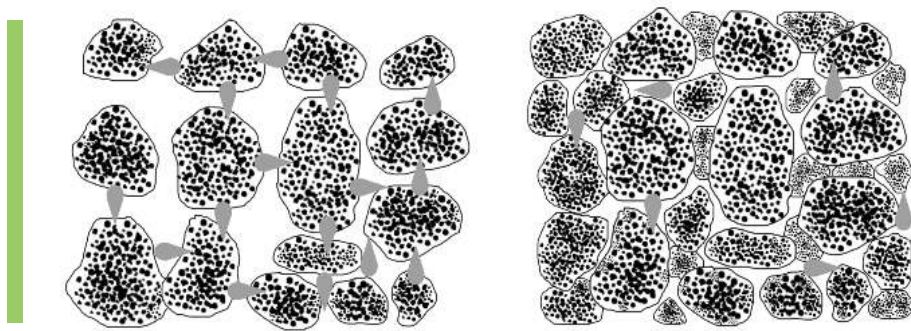


Figura 5. Esquema con dos muestras de suelo. La primera tiene gran cantidad de poros y por tanto la densidad aparente tendrá un valor bajo. La segunda es mucho más compacta, con menos poros y la densidad aparente tendrá un valor más alto (redibujado de Hillel 2004).

Se determina, midiendo la masa de una muestra de suelo secada a 105° C por unidad de volumen. Se utiliza la siguiente fórmula para hacer el cálculo:

$$D_a = M / V$$

Donde:

D_a = Densidad aparente (g cm^{-3})

M = Masa = Peso del suelo seco (g)

V = Volumen del cilindro (cm^3)

La densidad aparente es una de las propiedades del suelo más dinámicas, que varía en función de la presión externa aplicada y de las propiedades del suelo.

En un suelo sometido a presión (ganadería, maquinaria agrícola, sistemas agrícolas, etc.), primero se presenta un re-ordenamiento de los agregados, que luego se destruyen, incrementándose con ello la densidad aparente, disminuyendo la porosidad y afectando el movimiento del agua y del aire

3. Porosidad total del suelo

La porosidad y la distribución del tamaño de poros caracterizan el espacio poroso del suelo. Corresponde a la porción del volumen del suelo que no está ocupada por material sólido. La característica básica del espacio poroso es que controla aspectos críticos de casi todo lo que ocurre en el suelo: movimiento de agua, de aire, transporte y reacción de sustancias químicas, actividad biótica del suelo, etc. La porosidad total representa la capacidad máxima que tiene un suelo para almacenar agua (Figura 6). Se utiliza la siguiente fórmula para calcular la porosidad:

$$P = 1 - D_a / D_r$$

Donde:

P = Porosidad ($\text{cm}^3 \text{ cm}^{-3}$)

D_a = Densidad aparente (g cm^{-3})

D_r = Densidad real (g cm^{-3})

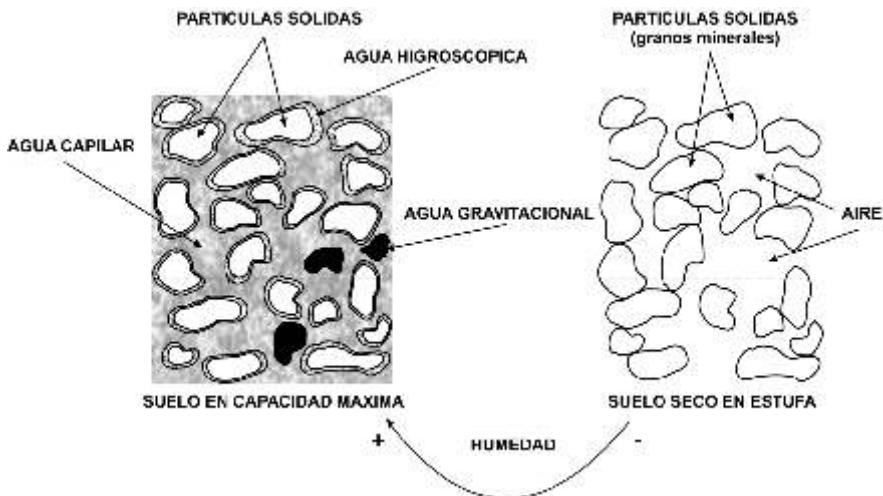


Figura 6. Se muestra el espacio ocupado por el agua y que al eliminarse ésta corresponde a la porosidad (redibujado de Brady y Weil 2002).

4. Grado de saturación

El grado de saturación es la relación entre el volumen de agua y el volumen del espacio poroso. Después de que un suelo saturado ha drenado por gravedad alcanza la llamada capacidad de campo. El contenido de humedad que corresponde a este estado es la capacidad de retención. En la figura 3 se pueden observar distintos grados de humedecimiento del suelo hasta alcanzar la saturación. Esta se calcula con la siguiente fórmula:

$$S = \frac{V_a}{V_p}$$

Donde:

S = grado de saturación ($\text{cm}^3 \text{cm}^{-3}$)

Figura 7. Esquema que muestra como el agua se va infiltrando a través de varias capas de suelo, de distinta porosidad (redibujado de Hillel 2004).



Medición de la infiltración

Materiales

- Tubo PVC
- Pedazo de plástico
- Probeta graduada de 500 ml
- Garrafa de agua
- Cronómetro

Procedimiento

Se entierra el tubo de PVC casi hasta el borde, golpeándolo suavemente con el mazo de goma y protegiéndolo con un trozo de madera. Debe quedar un borde como de tres

centímetros por fuera del suelo. Se coloca un trozo de plástico dentro del tubo, oprimiéndolo hacia abajo para que tome la forma del hueco que quedó dentro del tubo, pero que sobresalga hacia los bordes del tubo de modo que se pueda agarrar (Figura 8).

Con el frasco de agua que se trajo, se rellena una probeta con determinada cantidad. Siempre se va a usar el mismo tamaño de tubo de PVC (ancho y alto) y la misma cantidad de agua. El agua se vacía en el trozo de plástico, agarrándolo por los extremos para asegurar que no se cae o desborda fuera del tubo ni hacia adentro. Por tanto la cantidad de agua a usar dependerá del tubo que se utilice. Siempre se debe reportar las dimensiones del tubo y la cantidad de agua utilizada como parte de la metodología.

Otra persona está junto al tubo con el cronómetro. La persona que tiene el trozo de plástico lentamente va jalándolo para ir colocándolo en el borde del tubo y poder dejar caer el agua de golpe, pero teniendo cuidado que no se derrame. La persona del cronómetro debe echarlo a andar en el momento en que se vierte el agua y marcar el tiempo hasta que toda se haya infiltrado.

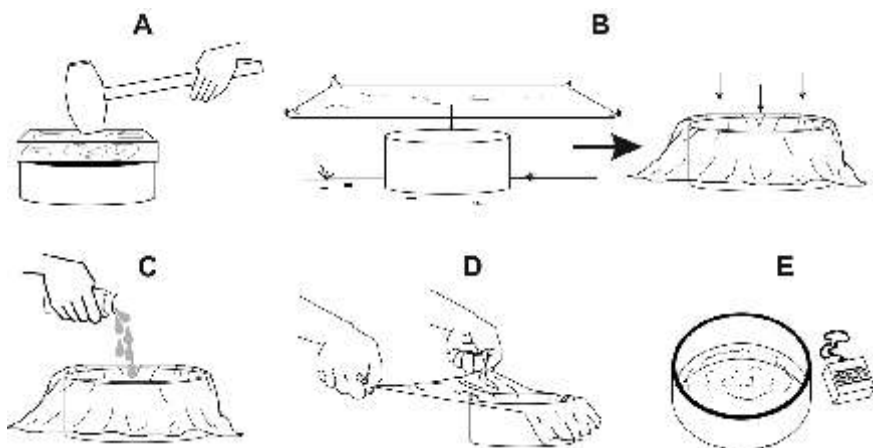


Figura 8. Procedimiento para medir la infiltración. A) colocación del tubo en el suelo, asegurando que queda un borde por encima de la superficie del suelo, B) se cubre con un plástico asegurando que éste sobresale del tubo y que queda en contacto con la superficie del suelo en el interior del tubo para poder recibir el agua, C) se vierte una cantidad conocida de agua en el interior del tubo y se empieza, con mucho cuidado, a jalar el plástico hasta llegar al borde del propio plástico y del interior de tubo, asegurando que no se cae nada de agua, D) las dos personas encargadas de la medición se coordinan para que en el momento de terminar de jalar el plástico y que el agua caiga directamente en el suelo en el interior del tubo (E), se inicia el cronómetro y la medición de la infiltración. El cronómetro correrá hasta que toda el agua libre haya desaparecido de la superficie del suelo (redibujado de USDA 2001).

La infiltración se calculará con la siguiente fórmula:

$$I = Q / (A) (t)$$

Donde:

I = Infiltración (cm/h)

Q = Cantidad de agua (cm³) infiltrada

A = Área de la superficie del suelo expuesta a la infiltración

$$A = \pi r^2 = 3.1416 (5.25)^2 = 86.6 \text{ cm}^2$$

T = tiempo

ESTRUCTURA DEL SUELO

Se refiere a cómo las partículas de arena, limo, arcilla y sustancias orgánicas se agrupan en unidades. Los agregados determinan un patrón de poros que influye en el movimiento del agua, en la aireación y porosidad del suelo. La textura está relacionada a condiciones y funciones del suelo, por ejemplo a la retención y transporte de agua y de productos químicos, e incluso da información del potencial de fertilidad del suelo. La textura es la propiedad física más importante del suelo. La textura del suelo está dada por el porcentaje relativo de arena, limo y arcilla que tiene una muestra determinada de suelo. Este valor generalmente se registra para cada horizonte.

Los tamaños de las partículas de arena oscilan entre 0.05 y 2 mm; las de limo entre 0.002 y 0.05 mm y las de arcilla son menores a 0.002 mm. A su vez, la arena se puede subdividir en arena fina (0.05-0.24 mm), arena media (0.25-0.49 mm), arena gruesa

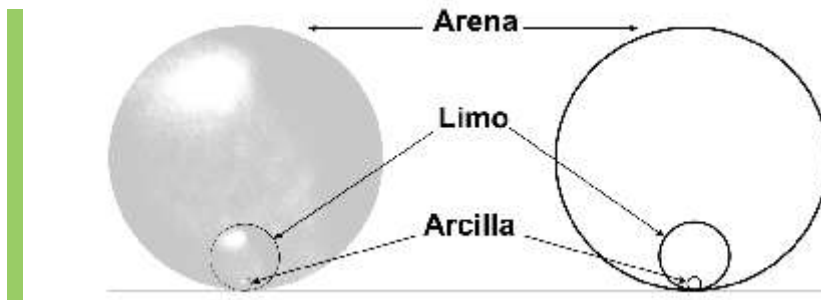


Figura 9. Esquema que muestra la diferencia de tamaño entre las partículas de arena (0.05-2 mm), las de limo (0.002-0.05 mm) y las de arcilla (< 0.002 mm) (redibujado de Hillel 2004).

(0.5-0.99 mm) y arena muy gruesa (1- 2 mm). En la figura 9 puede verse un esquema que muestra gráficamente las diferencias de tamaño.

Rara vez, un suelo está formado por un solo tipo de partículas. Generalmente es una mezcla de los tres tipos en distintas proporciones. Los edafólogos elaboraron un esquema en forma de triángulo que muestra las 12 clases de textura reconocidas. El triángulo de textura se utiliza para determinar la clase de textura que aplica a la muestra de suelo. Estas doce clases son: arcilla, arcillo arenosa, arcillo limosa, franco arcilloso, franco arcillo limosa, franco arcillo arenosa, franco, franco limoso, franco arenoso, arenoso franco, arena y limo. En la figura 10 se muestra este triángulo.

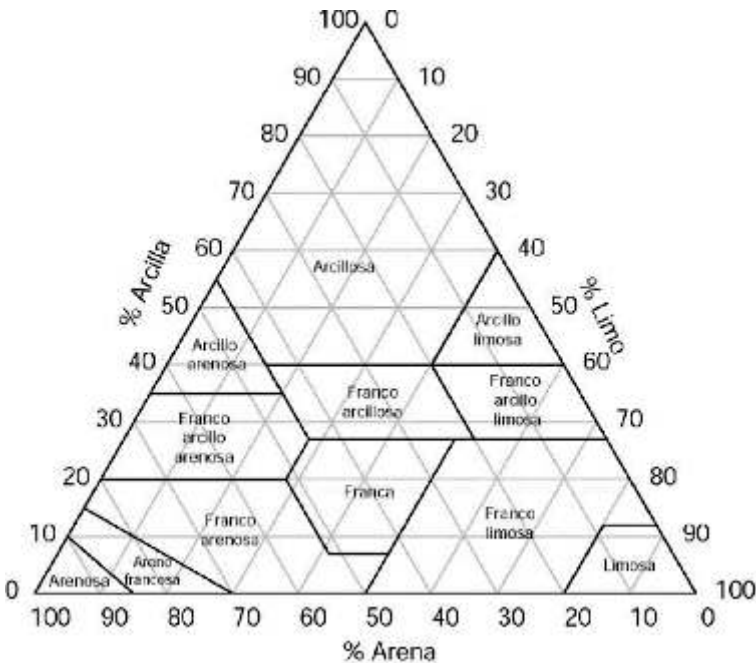


Figura 10. Triángulo de textura que se usa para diferenciar entre las doce clases de textura.

Con experiencia y entrenamiento, la mayoría de los edafólogos aprenden a reconocer texturas en el campo. Para ello se toma un pequeño trozo de suelo, se humedece y se frota entre los dedos. Ello permite estimar que tan dúctil es, su suavidad o rugosidad, que tan pegajoso y que tanta cohesión tiene, y su resistencia a la presión. La figura 11 muestra una clave para poder determinar en el campo la textura del suelo.

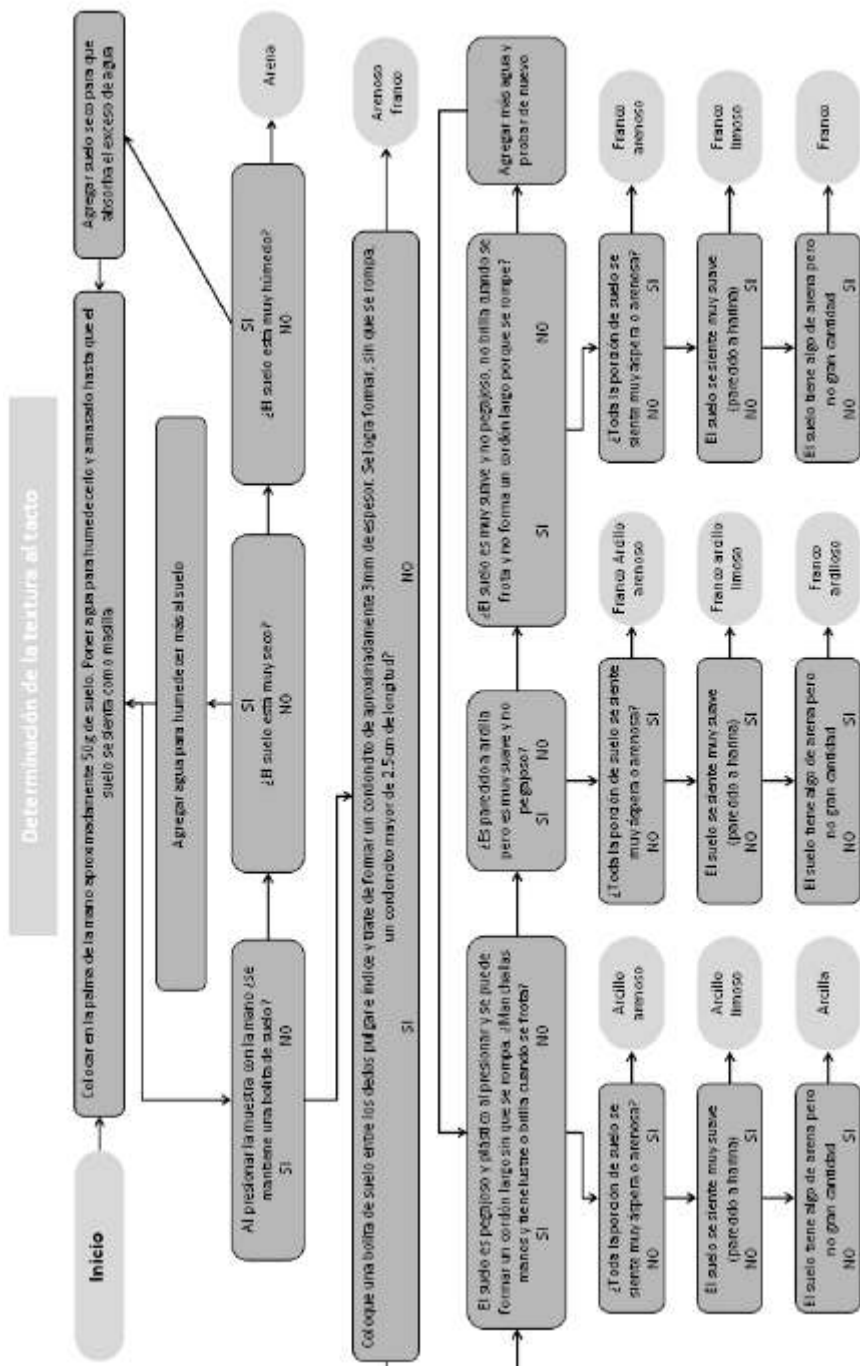


Figura 11. Clave de campo para determinar la textura del suelo al tacto (traducción de USDA 2001).

Literatura recomendada

- Brady, N.C. y R.R. Weil. 2002. *The Nature and Properties of Soils*. 13th edition. Prentice Hall, Nueva Jersey.
- Hillel, D., 2004. *Introduction to Environmental Soil Physics*. Elsevier Academic Press, Ámsterdam.
- Kohnke, H. y D.P. Franzmeier. 1995. *Soil Science Simplified*. Waveland Press Inc. Long Grove Il.
- Reddy, K.R. y R.D. DeLaune. 2008. *Biogeochemistry of Wetlands. Science and Applications*. CRC Press, Boca Raton.
- Richardson, J.L. y M.J. Vepraskas (eds) 2001. *Wetland soils. Genesis, Hydrology, Landscapes and Classification*. Lewis Publishers. Boca Raton.
- Schaetzl, R. y S. Anderson. 2005. *Soils. Genesis and Geomorphology*. Cambridge University Press, Cambridge.
- Soil Survey Staff. 1994. *Keys to Soil Taxonomy*. USDA-SCS, U.S. Government Printing Office, Washington, DC.
- Sprecher, S.W. 2001. Basic concepts of soil structure. J.L. Richardson y M.J. Vepraskas (eds) *Wetland soils. Genesis, Hydrology, Landscapes and Classification*: 3-18. Lewis Publishers. Boca Raton.
- USDA, 2001. *Soil Quality Test Kit Guide*. Natural Resources Conservation Service, Estados Unidos. Se puede obtener en:
[www.wsi.nrcs.usda.gov/products/w2q/downloads/Salinity/test_kit complete.pdf](http://www.wsi.nrcs.usda.gov/products/w2q/downloads/Salinity/test_kit_complete.pdf)

EL AMBIENTE

7

Medición del potencial redox del suelo
y construcción de electrodos de platino

Hugo López Rosas
y Javier Tolome Romero

El potencial redox, o potencial de reducción-oxidación es una medida de la presión (o disponibilidad) de electrones en una solución. Esta medida es usada para cuantificar el grado de reducción u oxidación electroquímica del suelo. La oxidación ocurre no sólo cuando hay disponibilidad de O_2 , sino también cuando hay remoción de hidrógeno (por ejemplo, $H_2S \rightarrow S^{2-} + 2H^+$) o, de forma general, cuando un elemento pierde un electrón (por ejemplo, $Fe^{2+} \rightarrow Fe^{3+} + e^-$). La reducción es el proceso opuesto a la oxidación y se caracteriza por la ganancia de electrones.

El potencial redox puede medirse en suelo y es una medida cuantitativa de la tendencia del suelo a oxidar o reducir sustancias. Cuando el potencial redox se basa en una escala de hidrógeno se considera E_H y se relaciona con las concentraciones de oxidantes {ox} y reductantes {red} en una reacción redox de la *ecuación de Nernst*.

$$E_H = E^0 + 2.3 [RT/nF] \log \left[\frac{\{ox\}}{\{red\}} \right]$$

donde: E^0 = potencial de referencia (mV)
 R = constante de los gases = 81.987 cal deg⁻¹ mol⁻¹
 T = temperatura (K)
 n = número de moles de electrones transferidos
 F = constante de Faraday = 23,061 cal/mole-volt

El potencial redox puede medirse con un electrodo de platino de fácil construcción en laboratorio. El potencial eléctrico (en mV) se mide en relación a un electrodo calomel de referencia. Cuando hay oxígeno disuelto en una solución, el potencial redox tiene poca variación (entre +400 y +700 mV). Sin embargo, cuando el oxígeno desaparece en los suelos inundados, el potencial redox fluctúa de +400 a -400 mV. Algunos efectos del decremento del potencial redox sobre procesos químicos del suelo aparecen en el siguiente cuadro (Cuadro 1) y en la Figura 1. Estos se producen a pH 7:

Cuadro 1. Relación entre los procesos de óxido-reducción de diversos compuestos del suelo y el valor de potencial redox en el que se presentan.

Proceso	E_H (mV)
Desaparición de O_2	+330
Desaparición de NO_3^-	+220
Aparición de Mn^{2+}	+200
Aparición de Fe^{2+}	+120
Desaparición de SO_4^{2-}	-150
Aparición de CH_4	-250

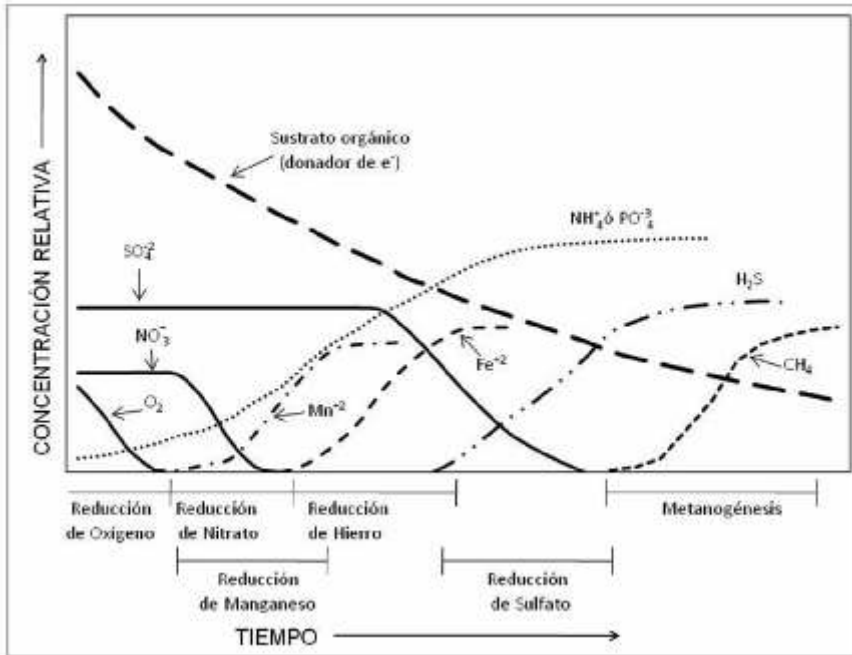


Figura 1. En la siguiente gráfica pueden verse los cambios, que en tiempo de inundación, traen los compuestos del suelo (redibujada de Mitsch y Gosselink 2000). En las primeras horas de la inundación la concentración de O_2 disminuye rápidamente. Después de largos períodos de inundación, la reducción de CO_2 permite la formación de metano (CH_4).

CONSTRUCCIÓN DE ELECTRODOS DE PLATINO

Sustancias:

- Ácido nítrico concentrado
- Ácido clorhídrico concentrado
- Agua desionizada

Material:

- Pipetas de 5 ml con perilla
- Vaso de precipitados de 50 ml
- Estuche de disección (pinzas de punta plana y tijeras)
- Alambre de cobre aislado del # 10
- Alambre de platino del # 18 con 99% de pureza. Se puede conseguir en Fisher Scientific (no. Cat. 13-766-3a) o en Casa Boyer del Sureste (Cerrada Rincón

del Bosque # 27, fracc. Las Animas, 91190, Xalapa, Ver. Tel. (228) 812-7865 y 813-6590)

- Pinzas de corte
- Pinzas de punta
- Piedra afiladora o esmeril
- Taladro con broca de 3/64 (1.19 mm)
- Soldadura en alambre del #18
- Cautín tipo lápiz (punta previamente removida)
- Resina epóxica (resina + endurecedor)
- Soporte universal
- Pinzas para bureta
- Navajas desechables

Procedimiento:

1. Se corta el alambre de platino en segmentos de 1.3 cm utilizando las pinzas y tijeras de disección. El material para manipular el platino no se debe usar para manipular otros metales porque se corre el riesgo de contaminación y pérdida de la pureza del platino. Recomendamos que las pinzas de disección sean cubiertas con una película de barniz para uñas para reducir el riesgo de contaminación del platino.
2. Se limpian los segmentos de platino sumergiéndolos en una solución 1:1 de ácido nítrico y ácido clorhídrico concentrados por lo menos 4 horas.
3. Se desecha el ácido y se enjuaga el platino con agua destilada, y posteriormente con agua desionizada.
4. Se deja el platino en agua desionizada toda la noche.
5. Se desecha el agua desionizada y se deja secar el platino.
6. Se corta el alambre de cobre con las pinzas de corte. La longitud dependerá de los objetivos de trabajo y de los sitios donde se hará la medición. Por ejemplo, si se quiere medir el potencial redox de suelo a una profundidad de 20 cm y el sitio se llega a inundar 50 cm, entonces la longitud mínima del alambre debe ser de 90 cm para evitar que se moje el extremo superior de cobre.
7. Se quitan 5 cm del aislante de cada uno de los extremos del alambre.
8. Se pule la punta de uno de los extremos descubiertos usando piedra de afilar o esmeril hasta lograr una punta roma.
9. Se fija el alambre en una posición vertical, con la punta roma hacia arriba y a una altura que permita ser manipulado con el taladro (Figura 2A).
10. Se hace una perforación de aproximadamente 5 mm de profundidad y 1.2 mm de diámetro en la punta roma del alambre en dirección de arriba a abajo.

11. Se corta 6 mm de soldadura y se coloca dentro de la concavidad del alambre de cobre
12. Se calienta la punta del alambre de cobre metiéndolo en el caudín. La temperatura alcanzada debe ser suficiente para fundir la soldadura y mantenerla fundida 30 segundos. No se debe calentar en exceso el alambre porque se puede derretir el aislante.
13. Se sumerge rápidamente un segmento de alambre de platino dentro de la concavidad con la soldadura fundida (Figura 2 B).
14. Se espera a que solidifique la soldadura (aproximadamente 1 minuto).
15. Se prepara la resina epóxica mezclando la resina con el endurecedor (seguir las instrucciones del producto).
16. Se coloca una película de resina epóxica cubriendo 2 mm del alambre de platino por encima de la soldadura, la soldadura y el alambre de cobre 1 cm por debajo de la soldadura (Figura 2 B).
17. Rápidamente, antes de que empiece a solidificar la resina, se desliza el aislante del alambre de cobre hasta cubrir la soldadura.
18. Se coloca una segunda película de resina epóxica cubriendo 2 mm del alambre de platino por encima del aislante y 1 ó 2 cm del aislante. Se procura que lo único que quede en contacto con el ambiente sean aproximadamente 7 mm de alambre de platino.
19. Se deja secar la resina colocando los alambres en posición vertical (con la punta de platino hacia arriba) en pinzas para bureta y soporte universal. El electrodo resultante puede verse en la Figura 2.
20. Una vez seca la resina ya se pueden calibrar los electrodos y usarlos en campo.
21. En caso de que las puntas de platino se hayan cubierto de un exceso de resina, se quita con navaja desechable.

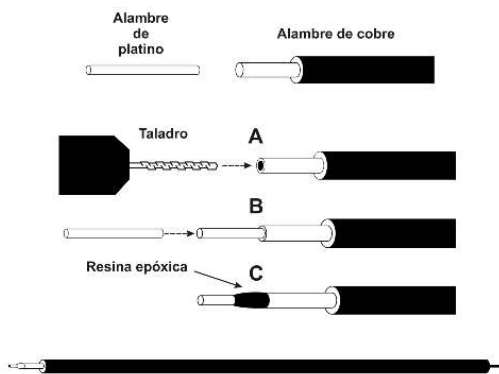


Figura 2. Electrodo construido en el laboratorio con base en el procedimiento descrito. Puede apreciarse la punta de platino en un extremo.

Calibración

Sustancias:

- Quinhidrona (Quinhydrone, 97%; ALDRICH # 282960-100G o Sigma #Q-1001).)
- Solución amortiguadora de fosfatos pH 4 ó 7 (J.T.Baker 5606-02 ó 5608-02)

Material:

- Medidor de ph/mv/ORP (BARNANT 20) o multímetro (voltímetro)
- Electrodo calomel de referencia (CORNING #476406)
- En caso de usar el medidor de ph/mv/ORP como voltímetro, usar un adaptador coaxial
- 1 par de cables aislados del # 16 con punta de caimán
- 2 probetas de 50 ml c/u
- 2 vasos de precipitados de 100 ml c/u
- Espátula

Procedimiento:

1. Se hace una solución añadiendo ½ cucharadita (aproximadamente 5 mg) de quinhidrona a 100 ml de solución amortiguadora de pH 4 o pH 7.
2. Se coloca el electrodo calomel de referencia en la solución y se conecta a la salida negativa (generalmente negra) del voltímetro.
3. Se coloca en la misma solución el electrodo de platino (con la punta de platino inmersa en la solución) y se conecta a la salida positiva (generalmente roja) del voltímetro, usando el cable con punta de caimán.
4. Se coloca el medidor en modo mV.
5. Se anota la lectura.
6. Dependiendo de la temperatura ambiental y de la solución amortiguadora que se utilice, las lecturas esperadas aparecen en el siguiente cuadro. En el campo en zonas tropicales la temperatura más frecuente es de 25°C, por lo que se resalta en negritas.

Temperatura (°C)	Lecturas correctas a:		Añadir (mV)
	pH 4 (mV)	pH 7 (mV)	
5	236.0	66.5	257.0
10	231.6	60.1	253.9
15	227.2	53.7	250.8
20	222.7	47.3	247.5
25	218.0	40.8	244.3
30	213.4	34.3	240.9
35	208.5	27.7	237.5
40	203.5	21.0	234.1
45	198.4	14.2	230.6

- Se anota la diferencia entre el valor obtenido y el valor esperado. Si la diferencia entre lo obtenido y lo esperado es mayor a 10 mV, se deberá limpiar la punta de platino con agua y navaja y volver a calibrar. Si después de una segunda calibración se siguen teniendo más de 10 mV de diferencia, se desecha el electrodo.

USO EN CAMPO

El valor del parámetro de potencial redox se obtiene utilizando 3 electrodos de platino y un electrodo calomel de referencia (Corning 476340) calibrado previamente a 218 mV en solución amortiguadora de pH 4 (J. T. Baker 5606-02) y Quinhidrona (Sigma Q-1001).

- Se conectan los electrodos al voltímetro como se describió en la sección de Calibración (procedimientos 2 y 3).
- Una vez calibrado, se entierra el electrodo de platino a la profundidad deseada. Si se entierra someramente (1 a 5 cm) y el alambre de cobre es muy largo, se requerirá de un soporte adicional para evitar inestabilidad.
- Cada electrodo de platino se entierra en un punto diferente del cuadro a una profundidad de 15 cm para tener tres valores y obtener la media (Figura 3).
- Se entierra el electrodo calomel de referencia en la superficie del suelo, cerca del electrodo de platino.

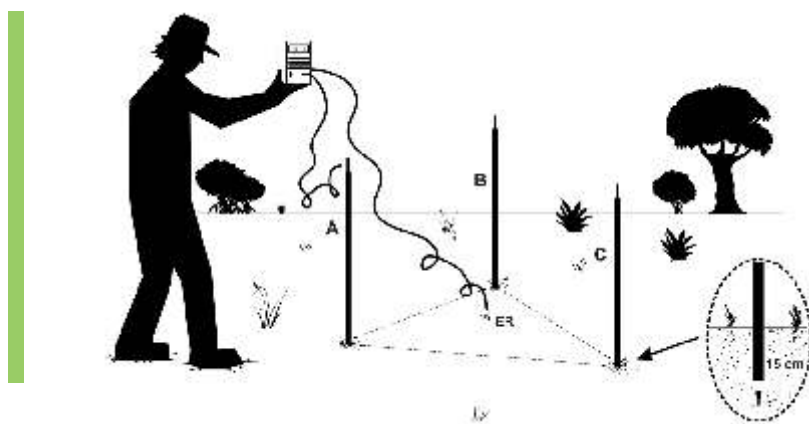


Figura 3. El esquema muestra la posición y enterramiento de los tres electrodos de platino (A, B y C) y del electrodo de referencia (ER) durante la medición del potencial redox.

5. El suelo debe estar húmedo o inundado para cerrar el circuito y poder tomar la lectura. Si el suelo está seco, se debe humedecer la superficie con agua destilada.
6. Las medidas de E_{H} se obtienen con un medidor pH/ORP Barnant, sumando a cada una de estas lecturas la cantidad de 244.3 mV (Bohn 1971).
7. Se anotan las lecturas. El promedio de los tres valores de E_{H} se utiliza en el análisis de los datos.
8. Para obtener el valor de E_{H} de cada lectura, se suman los mV que corresponden de acuerdo con la tabla del procedimiento 6 de la sección Calibración. Por ejemplo, si la lectura en campo fue de -50 mV a una temperatura de 25 C, el valor de E_{H} será de $-50 + 244.3 = 194.3$ mV e indica que ya comienza la aparición de Mn^{2+} en el suelo (ver la Introducción).

En un muestreo puntual Moreno-Casasola *et al.* (2009) obtuvieron datos de E_{H} que iban desde -47.9 a -44.4 mV en humedales arbóreos de *Annona glabra* y estanques con vegetación flotante de *Nymphaea ampla*, hasta el extremo opuesto del gradiente hidrológico, en humedales herbáceos dominados por *Sagittaria lancifolia* y *Typha domingensis*, donde los valores de E_{H} fueron de 143.5 a 144.5 mV.

Literatura recomendada

- Bohn, H.L. 1971. Redox potential. *Soil Science* 112: 39-45.
- Faulkner, S.P., W.H. Patrick Jr. y R.P. Gambrell. 1989. Field techniques for measuring wetland soil parameters. *Soil Science Society of American Journal* 53: 883-890.
- Mitsch, W.J. y J.G. Gosselink. 2000. *Wetlands*, 3a. ed. John Wiley & Sons Inc., Nueva York.
- Moreno-Casasola, P., H. López Rosas, D. Infante Mata, L.A. Peralta, A.C. Travieso-Bello y B.G. Warner. 2009. Environmental and anthropogenic factors associated with coastal wetland differentiation in La Mancha, Veracruz, Mexico. *Plant Ecology* 200: 37-52.
- Patrick, W.H., R.P. Gambrell y S.P. Faulkner. 1996. Redox measurements of soils. Soil Science Society of America and American Society of Agronomy (ed) *Methods of Soil Analysis. Part 3. Chemical Methods*. pp. 1255-1273. SSSA Book Series no. 5. SSSA, Madison, Wisconsin.

EL AMBIENTE

8

Determinación de la microtopografía
utilizando manguera de nivel

Francisco Javier Flores-Verdugo
y Claudia Maricusa Agráz Hernández

Los humedales comprenden una gran variedad de ecosistemas que se caracterizan por estar temporal o permanentemente inundados. Dentro de estos ecosistemas quedan comprendidos los ambientes conocidos comúnmente como pantanos ó ciénagas como vendrían a ser los manglares, marismas, tifales, popales, selvas de anonas y de zapotes, etc., incluso lagunas. Algunos autores incluyen la zona marina adyacente que no exceda de los 6 m de profundidad. También dentro de la definición de humedales quedan comprendidos los ambientes creados por el hombre como vendrían a ser los chontales, chinampas, arrozales, norias, presas, canales de riego, etc.

Uno de los factores importantes que determina la presencia de cierto tipo de humedal es el periodo de inundación o hidroperiodo. Es decir que según el tiempo que permanece inundada (o expuesta al aire), o con suelo saturado de agua o con la tabla de agua cercana a la superficie del suelo, se va a determinar la o las especies vegetales dominantes y por lo tanto el tipo de ecosistema. Otros factores importantes evidentemente son el clima, la salinidad del agua y el tipo de suelo (arena o limo-arcilloso, calcáreo, etc.).

El periodo de inundación a su vez va a estar determinado por el presupuesto de agua (y evaporación) disponible en la región y la topografía.

La topografía es un factor importante que afecta al hidroperiodo donde variaciones inferiores a los 50 cm (microtopografía) determinan el tipo de humedal y su extensión.

Aquí se describirá un método sencillo y económico para la determinación de la microtopografía que nos permitirá caracterizar al humedal, establecer estrategias de manejo para la conservación y restauración de humedales e incluso creación de humedales semi-naturales mediante obras civiles de bajo costo y con mano de obra local.

MATERIAL

- Una manguera transparente de 10 a 20 m de longitud y de menos de 3/4 de pulgada de diámetro
- 3 a 6 estadales de madera o tubos de pvc de 2.5 m de longitud y 1.5 ó 2 pulgadas de ancho/diámetro
- Una cinta métrica metálica de 3 m
- Una cinta métrica de fibra de vidrio de 20 m
- Un plumón de punta media o fina,

- Una pala de jardinero
- Una libreta de campo

MÉTODO

Este método es la adaptación de una herramienta de trabajo ampliamente utilizado en la industria de la construcción conocida como manguera de nivel (Figura 1).

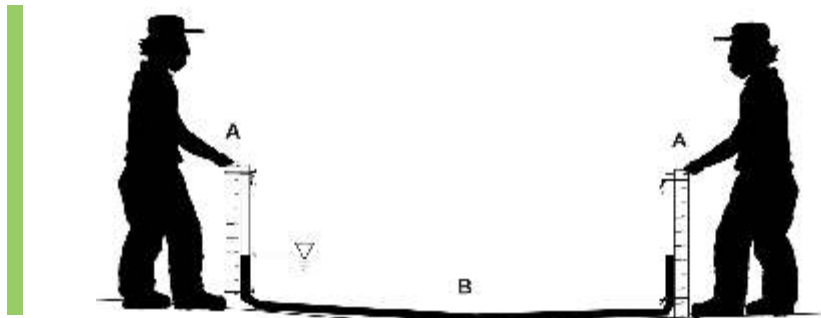


Figura 1. Esquema de la manguera amarrada a los estadales o reglas, mostrando su colocación en el campo y el nivel de los meniscos.

En la manguera se introduce agua que permita al menos dejar de medio a un metro de manguera sin agua. Se debe poder apreciar un menisco (de agua) en cada extremo. Los meniscos son un indicador de nivel horizontal. La adición de un colorante no es necesaria pero ayuda a definir más claramente el menisco. Se deben extraer las burbujas que queden. Si tiene burbujas se deberá ir levantando poco a poco la manguera y golpeándola para sacarlas.

La longitud de la manguera va a depender de la comodidad en su transportación a lo largo de un transecto y de la distancia que se desea recorrer. Entre mayor sea la longitud de la manguera se ahorra tiempo en número de mediciones por requerir menos puntos de nivel pero con un mayor peso, lo cual dificulta el desplazamiento. Asimismo, mientras mayor es, se pierden ciertos detalles de la topografía. Se puede usar una combinación de manguera larga y manguera corta.

El diámetro de la manguera debe ser el suficiente para poder ser tapado con el dedo pulgar de tal forma que se evita el derrame accidental del agua y se controle mejor la oscilación de los meniscos durante la medición.

Se colocan dos estadales de forma vertical y se entierran firmemente en el suelo, en cada extremo de la manguera, de tal manera que permita poner en posición vertical parte del extremo de la manguera a lo largo del estadal.

Una vez estabilizados los meniscos, de preferencia a la altura del pecho, se marca en ambos estadales con el plumón el nivel del menisco. Los meniscos indican un mismo nivel.

Se mide la distancia del nivel al agua y al suelo en ambos estadales y se anota. En caso de no estar inundado el humedal se hace una excavación y se mide la distancia del suelo al espejo de agua.

Con la cinta de fibra de vidrio se procede a medir la distancia entre los estadales ó si se piensa realizar mediciones a las mismas distancias, se ponen dos marcas en la misma manguera y se utilizan como medición fija.

Una vez realizadas las mediciones se procede a desplazarse cuidadosamente y evitando sacudir violentamente la manguera al siguiente punto. Se recomienda una persona en cada extremo y tapar con el pulgar la manguera evitando levantarla por arriba de la cabeza y desplazarse simultáneamente, arrastrando la manguera y manteniendo los extremos por arriba del pecho pero por debajo de la cabeza, evitando en lo posible formar rizos hasta donde se desea instalar el tercer estadal.

Se hace coincidir uno de los meniscos de la manguera con el nivel del estadal anteriormente marcado y se procede a hacer una marca del nivel del menisco en el tercer estadal. Se mide la distancia al agua y suelo y se anota.

El anotador puede ir recogiendo el primer estadal para su uso posterior (para la cuarta medición teniendo cuidado de borrar o cruzar la marca anterior para evitar que sea medida erróneamente dos veces).

En caso de que se requiera levantar la manguera de la parte media se recomienda que sea a una altura menor a la altura de la rodilla y suavemente (para evitar la introducción de burbujas).

Este proceso se va repitiendo a todo lo largo del transecto. Se recomienda dejar algún estadal fijo en el sitio como referencia para transectos posteriores, verificación de nivel o que por alguna razón en algún momento se haya perdido el nivel, evitando de esta manera volver a comenzar desde el inicio.

Este nivel deberá mantenerse a lo largo del transecto y será nuestro nivel de referencia (NR). El NR es una medición relativa a lo largo del transecto, que posteriormente podrá ser ajustado a un banco de niveles o a un nivel más representativo (por ejemplo nivel medio del mar).

Dependiendo del objetivo del trabajo se define una determinada dirección y distancia.

El número ideal de participantes en un muestreo microtopográfico (por manguera) es de 4 a 5 personas, dos en cada extremo y un anotador. Conforme se adquiere experiencia el grupo se puede reducir a 3 personas.

Se deberá evitar la formación de burbujas por lo que se hace necesario una buena coordinación en el equipo de trabajo, evitando subir la manguera por arriba del nivel de los meniscos en los extremos. Es preferible arrastrar la manguera evitando enrollarla para tener menos riesgo de introducir burbujas. Si tiene burbujas se deberá ir levantando poco a poco la manguera y golpeándola para sacarlas.

Una manera de evaluar ó disminuir el error en la determinación de la medición del nivel del agua es que las determinaciones de distancia a la superficie del agua, en sitios donde se conoce que el agua está sin movimiento por corrientes o viento, sea siempre la misma o lo más cercana a ésta. Como criterio una variación menor a 3 mm en 10 determinaciones indica un error razonable y una buena coordinación de trabajo dentro del grupo.

CONCLUSIONES

Este método es útil en regiones de pendiente suave y distancias relativamente cortas.

A diferencia del teodolito es económico, fácil de transportar en suelos lodosos y con vegetación densa, no requiere de una base firme ni un entrenamiento técnico complejo.

Adicionalmente no requiere de un control visual de un extremo al otro, por lo tanto perturba menos al ecosistema por no requerir limpieza de la maleza.

La flexibilidad de la manguera permite realizar determinaciones de nivel en sitios de particular interés en distancias menores a la longitud de la manguera.

Literatura recomendada

Santamaría Piña, J, y T. Sanz Méndez. 2005. *Manual de Prácticas de Topografía y Cartografía*. Universidad La Rioja, Servicio de Publicaciones. España. Se puede obtener en:

<http://www.unirioja.es/servicios/sp/catalogo/online/topografia.pdf>

LA FLORA Y LA FAUNA

9

Muestreo y análisis
de la vegetación de humedales

Patricia Moreno-Casasola B.
Hugo López Rosas

Los humedales en México son muy variados con respecto a su hidrología, geomorfología y factores biológicos. Los humedales más extensos se presentan a lo largo de la zona costera (Olmsted 1993). México posee apenas el 0.6% de los humedales de todo el mundo, es decir, aproximadamente 3,318,500 ha de humedales (Olmsted 1993), de los cuales 1,567,000 ha corresponden a superficies estuarinas (Contreras, 1993) y 1,280,782 ha a humedales continentales, incluyendo algunos artificiales (de la Lanza-Espino y García Calderón 1999). Además, la superficie cubierta por sistemas de manglar representa unos 6,600 km². Sin embargo, estos datos distan todavía de ser finales ya que no se han tomado en cuenta las superficies comprendidas por las zonas ribereñas o riparias (vegetación a lo largo de los bancos de los ríos, lagos y lagunas, naturales o artificiales), los humedales transformados en potreros o zonas agrícolas y que mantienen aún varias de las características de humedales y las zonas arrecifales. Ello habla de una amplia gama de comunidades y plantas que se requiere caracterizar en las distintas partes del país.

LAS HIDRÓFITAS

Muchas plantas viven en los humedales, pero sus ámbitos de tolerancia varían mucho. Para algunas es un requerimiento fundamental el permanecer bajo condiciones de inundación gran parte del tiempo, mientras que para otras permanecer con las raíces bajo agua dos o tres días es suficiente para matarlas. Las especies acuáticas y subacuáticas son claramente especies de hidrófitas y funcionan como indicadores de estas condiciones. Hay especies tolerantes a las condiciones de inundación o saturación de humedales, que también se localizan en condiciones más terrestres, es decir de no saturación. Algunas de ellas también funcionan como indicadores, pero este aspecto es más difícil de determinar y requiere aún de trabajo.

En Estados Unidos se elaboró una clasificación de las plantas en cinco categorías (Tiner 1999), en función de su afinidad o tolerancia a la inundación.

1) Las especies de plantas que casi siempre crecen bajo condiciones de saturación o inundación durante la estación de crecimiento (más del 99% del tiempo) se clasifican como hidrófitas obligadas (OBL). Algunos ejemplos son *Typha domingensis*, *Pistia stratiotes*, *Sagittaria lancifolia*, *Rhizophora mangle*.

2) Las especies de plantas que son tolerantes a las condiciones de inundación o de saturación durante la estación de crecimiento, y que están adaptadas para vivir en una

variedad de condiciones de inundación y de sequía se denominan hidrófitas facultativas (FAC). Cabe mencionar que en los países tropicales las condiciones climáticas son buenas todo el año para el crecimiento y actividad fisiológica de las plantas y sus microorganismos asociados. En las zonas tropicales el estiaje es la condición climatológica que más afecta a los humedales. A su vez, las hidrófitas facultativas pertenecen a una de tres categorías dependiendo de la frecuencia con que se observan en los humedales.

- 2 a) Las especies facultativas de humedales (FACH) normalmente se presentan en los humedales 67 a 99% de las veces, pero ocasionalmente también se encuentran en los hábitats terrestres.
- 2 b) Las especies facultativas (FAC) son aquellas que tienen una probabilidad similar de presentarse en los humedales (34-66% de veces), que en ambientes terrestres.
- 2 c) Las especies facultativas terrestres (FACT) normalmente se presentan en los ambientes terrestres y raramente se encuentran en los humedales (menos del 33% del tiempo).

Las plantas que raramente se encuentran en los humedales (tienen una probabilidad menor al 1% de presentarse en los humedales), y se consideran como especies terrestres.

Se define a la vegetación hidrófila (o hidrófitas) como aquella comunidad de plantas adaptadas a crecer en áreas donde la frecuencia y duración de la inundación o la saturación del suelo son suficientes para ejercer una influencia y control sobre las especies presentes.

LAS FORMAS DE CRECIMIENTO

Los humedales están formados por especies de plantas con distintas formas de crecimiento y una gran variedad de hábitos, ya que están adaptadas a ambientes con inundación temporal, inundación permanente, sumergidas siempre bajo agua, hierbas y árboles, en aguas dulces, salobres y hasta hipersalinas. Por ello se han desarrollado clasificaciones con base en las formas de crecimiento. La más utilizada es la que maneja la manera en que las plantas se adhieren al sustrato (suelo o roca) y fue

desarrollada por Arber (1920) y Sculthorpe (1967), y posteriormente utilizada en México por Dalton y Novelo (1983), Lot y Novelo (1990) y Lot (1991). Dividen las plantas herbáceas en i) emergentes enraizadas, ii) de hojas flotantes, enraizadas, iii) de hojas flotantes, libres, iv) sumergidas, enraizadas, v) sumergidas, libres y una categoría aparte para vi) leñosas, incluyendo árboles y arbustos.

Herbáceas emergentes. Son la forma de crecimiento dominante en los humedales. Crecen en niveles de agua que van desde 0.5 m por debajo del suelo (manto freático) hasta inundaciones de 1.5 m o más. En algunas zonas tropicales hay niveles de inundación de 2.5 m en las que emergen especies del género *Typha*, el tule. Las hierbas emergentes forman tallos y hojas, así como un sistema extenso de raíces y rizomas. Tienen adaptaciones para vivir en suelos anegados como por ejemplo tejidos con grandes espacios aéreos (aerénquima) que ayudan a transportar oxígeno desde el aire hasta las raíces donde se necesita. El aerénquima es un tejido lleno de espacios aéreos que permiten la aireación del tejido sumergido y el transporte de oxígeno. Provee un sistema de interconexiones a través de canales de aire, que permite el paso del oxígeno. En este tipo de plantas más del 60% del tejido de las raíces corresponde a poros o sea espacios, en comparación con especies no tolerantes a la inundación, en las que solamente alcanza el 2-7 % (Kozlowski 1984, Ponnampereuma 1984, Gaynard y Armstrong 1987).

Plantas monocotiledóneas como el tule (*Typha* spp.), el carrizo (*Phragmites* spp.) y especies de hoja ancha como *Sagittaria* spp. y *Pontederia* spp. crecen con tallos erectos, flexibles y hojas alargadas que surgen a partir de un sistema de rizomas que sirve de anclaje. El tallo tiene células epidérmicas que crecen alargadas, paralelas al eje longitudinal de las hojas que les proporciona flexibilidad, pero al mismo tiempo tienen una cubierta gruesa de celulosa que les da rigidez. Las plantas dicotiledóneas acuáticas producen tallos erectos, con hojas, y muestran una mayor diferenciación anatómica (Rader *et al.* 2001, Wetzel 1983).

Algunos ejemplos de plantas herbáceas emergentes, aparte de los géneros mencionados, son *Thalia* spp., *Cyperus* spp., *Eleocharis* spp., entre otros muchos (Figura 1 a).

Herbáceas de hojas flotantes, enraizadas. Son plantas que están enraizadas en sedimentos sumergidos, en profundidades entre 0.5 y 3.0 metros. Algunas de estas plantas son heterófilas, es decir que tienen varios tipos o formas de hojas, pues las sumergidas son de una forma y las flotantes de otra. Los órganos reproductivos son

flotantes o bien aéreas y las hojas flotantes están en el extremo de pecíolos largos y flexibles (*Nuphar* spp., *Nymphaea* spp.) o bien en pecíolos cortos que parten de tallos alargados (*Brasenia* spp.) (Figura 1 b).

La profundidad del agua es un factor limitante para estas plantas, al igual que la velocidad de la corriente. Tanto el cuerpo de agua como la superficie es un hábitat sujeto a fuertes tensiones mecánicas y movimientos. Los tallos o pecíolos tienen un límite a la capacidad de elongación y a la tensión que pueden soportar por las corrientes de agua, por lo que generalmente se les encuentra en sitios protegidos con pocas corrientes de agua. Las hojas en la superficie del agua tienden a ser peltadas, duras, coriáceas, redondeadas y con el margen entero (Tiner 1999). La superficie generalmente es hidrofóbica. Flotan paralelas sobre la superficie del agua, ocupando el mayor espacio posible (eliminando a otras plantas que compiten) y con la mayor superficie expuesta. Las hojas sumergidas tienden a ser mucho más suaves y sumamente disectadas.

Herbáceas de hojas flotantes, libres. Son un grupo de plantas que no están enraizadas al sedimento, sino que flotan de manera libre sobre el agua y son arrastradas por el viento. Forman un grupo diverso en forma, tamaño y hábito. Algunas son grandes, formando rosetas u hojas aéreas flotantes con raíces sumergidas bien desarrolladas (p. ej. el lirio acuático o jacinto de agua - *Eichhornia crassipes*- y la lechuga de agua – *Pistia stratiotes*) hasta pequeñísimas plantas con muy pocas raíces o sin ellas (*Lemna* spp., *Spirodella* spp., *Wolffiella* spp.) (Figura 1 c). En este grupo se incluyen las diversas especies del género *Salvinia*, que son plantas pertenecientes al grupo de los helechos. Este tipo de plantas vive en cuerpos de agua de lento o ningún movimiento. Toman los nutrientes exclusivamente del agua y son frecuentes en cuerpos acuáticos con alto contenido de sales disueltas. Se mantienen a flote debido a que las hojas tienen tejido bofo, es decir con gran cantidad de espacios o lagunas que se llenan de aire.

Herbáceas sumergidas, libres. Estas plantas están totalmente sumergidas, pero generalmente las flores se encuentran sobre la superficie del agua. Se pueden encontrar a distintas profundidades, siempre y cuando haya suficiente luz, por lo que el agua debe ser transparente. No sobrepasan los 10 metros de profundidad. Las hojas de estas plantas tienden a ser sumamente disectadas, con muy poca lignina, muy delgadas, y tanto los tallos como las raíces participan activamente en la captación de nutrientes. Como ejemplo de este tipo de plantas se tiene a especies de los géneros *Cabomba*, *Elodea*, *Najas*, *Ceratophyllum*, *Myriophyllum* y *Utricularia* (Figura 1 d).

Herbáceas sumergidas, enraizadas. Son plantas que también están totalmente sumergidas y las más conocidas son los pastos marinos, que pueden vivir en aguas dulces, salobres y salinas. Tienen la apariencia de pastos, pues están enraizados y las hojas son alargadas. Algunos florecen bajo el agua, pero en otras especies las flores emergen a la superficie y ahí liberan el polen. Algunas especies de este grupo son *Syringodium filiforme*, *Halodule wrightii*, *Thalassia testudinum*, *Halophila decipiens*, *Ruppia maritima* y *Zostera marina* (Figura 1e).

Leñosas arbustivas y arbóreas. Estos arbustos y árboles tienen hojas muy similares a las plantas terrestres. Las principales diferencias se dan en la parte baja del tronco y en las raíces. Muchas plantas leñosas de humedales tienen adaptaciones morfológicas especiales que las hacen muy características, por ejemplo los manglares. Algunas de estas adaptaciones a la inundación y a la ausencia de oxígeno es la formación de raíces en forma de zanco, neumatóforos, ensanchamiento de la base del tronco, contrafuertes, protuberancias con forma de rodilla, formación de raíces adventicias, presencia de lenticelas. Todo ello ayuda a mantener de pie los árboles en un suelo fangoso y a incrementar la captación de oxígeno (Figura 1 f). Ejemplo de este tipo de plantas son los mangles *Rhizophora mangle* (mangle rojo), *Avicennia germinans* (mangle negro), *Laguncularia racemosa* (mangle blanco), así como el apompo o zapote reventador (*Pachira aquatica*), la anona (*Annona glabra*) o diversas higueras (*Ficus* spp.), todos ellos árboles de las selvas inundables.

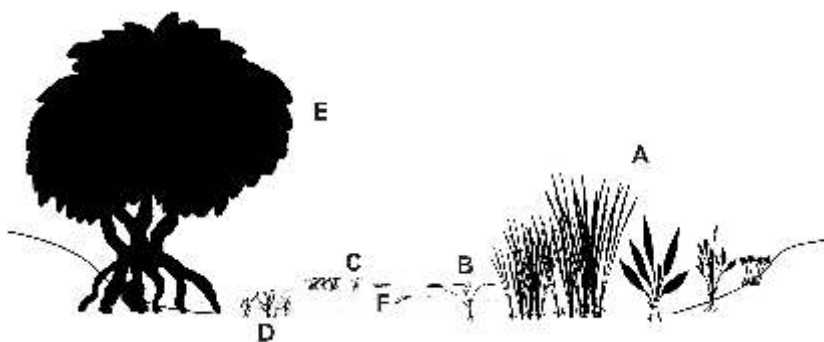


Figura 1. Formas de crecimiento de las plantas de humedales. a) Herbáceas emergentes, b) Herbáceas de hojas flotantes, enraizadas, c) Herbáceas de hojas flotantes, libres, d) Herbáceas sumergidas enraizadas, e) Arbustivas y leñosas y f) Herbáceas sumergidas libres.

Muchas de estas especies desarrollan estrategias anatómicas y morfológicas en sus tejidos, para lidiar con la falta de oxígeno. Una de las principales, mencionada anteriormente, es la formación de tejido de aerénquima y otra es la producción de órganos o respuestas especiales en raíces y tallos. Hay cuatro adaptaciones principales que se describen a continuación (Figura 2).

- i. La primera de ellas es la formación de raíces adventicias, que se producen al nivel de los tallos o troncos, y por tanto funcionan en un medio aerobio, es decir con oxígeno. También contienen aerénquima y ayudan en el transporte de oxígeno y captación de nutrientes. Aparecen a los pocos días de la inundación y crecen lateralmente a partir de la base del tronco principal y se extienden sobre la superficie del suelo o por encima (Figura 2 a).
- ii. Los neumatóforos se producen a partir de raíces horizontales y enterradas superficialmente, que irradian del centro del tronco varios metros. Estas raíces aéreas modificadas emergen a intervalos de 15 a 30 centímetros y alcanzan unos 20-30 cm de alto. Se producen por miles, crecen hacia arriba y alcanzan un centímetro de diámetro, con tejido esponjoso –aerénquima–, y cubiertas de lenticelas. Sobresalen del lodo y aparecen por encima del nivel del agua durante las mareas bajas. Son características de *Avicennia* y *Laguncularia* (Figura 2 b).
- iii. Las raíces en forma de zancos que se desarrollan en *Rhizophora*. Estas raíces crecen a partir de la zona baja de los tallos y se ramifican hacia el sustrato. Están cubiertas de lenticelas que permiten que el oxígeno se difunda hacia dentro de la planta y que el bióxido de carbono y otros gases salgan. Son raíces que ayudan a obtener alimento y dan soporte a la planta. Ya en el suelo forman raíces de alimentación (superficiales y con muchos pelos que extienden la superficie de las raíces) y raíces de anclaje (con una capa tipo corcho protectora y que penetran hasta un metro bajo tierra) (Figura 2 c).
- iv. Las lenticelas son pequeños poros que aparecen en el tallo o en las raíces y apoyan la captación y difusión pasiva de oxígeno. Los más característicos son los del mangle rojo. La concentración de oxígeno permanece alta continuamente en estas estructuras.

- v. Los tallos también pueden presentar adaptaciones como agrandamiento o hinchamiento de la base, formando contrafuertes, es decir crecimiento lateral de la parte baja de los tallos y raíces, que ocurre como respuesta a la inundación. Se incrementa la porosidad de la base del tallo y se incrementa la aireación, además de que esta base amplia de apoyo ayuda al anclaje en sustratos relativamente inestables. Ejemplo de ello son *Annona glabra* (anona) y *Pachira aquatica* (apompo), dos especies de selvas inundables (Figura 2 d).

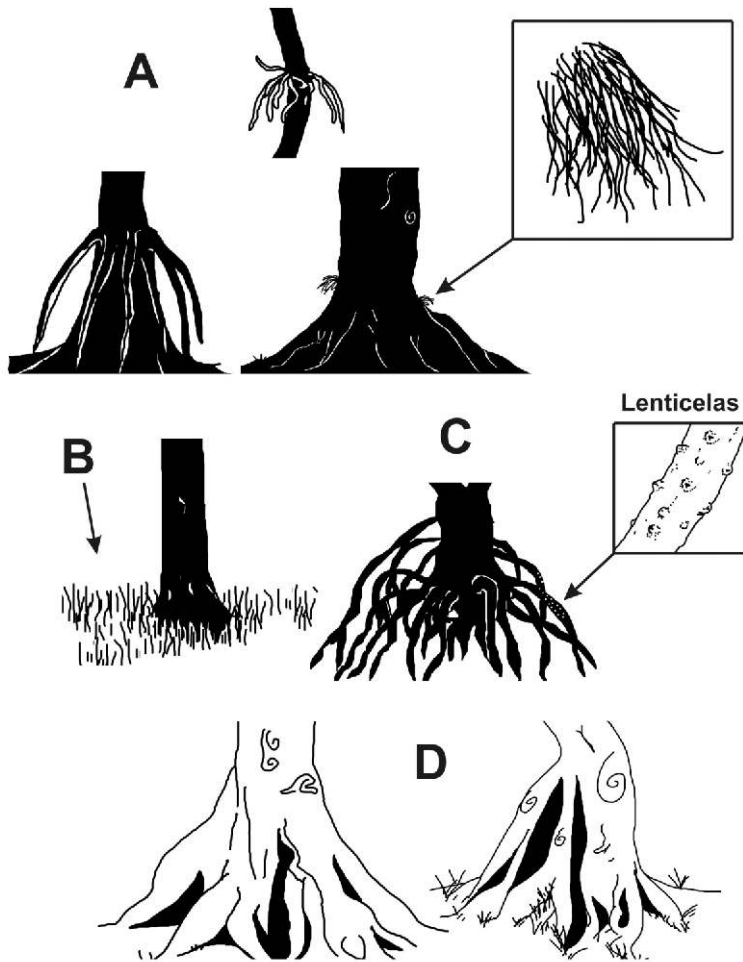


Figura 2. Adaptaciones de las plantas a la inundación. a) Raíces adventicias, b) Neumatóforos, c) Raíces en forma de zancos, d) Contrafuertes. En el recuadro se muestran las lenticelas.

MUESTREO DE COMUNIDADES VEGETALES

Una vez que se decide cuál es la comunidad que se va a muestrear y sus límites, se hace un recorrido preliminar para tener una visión global de la variación existente. El nivel de homogeneidad de vegetación y de condiciones, o de variedad, es importante para decidir el método de muestreo. Hay diferentes formas de colocar las unidades: al azar, sistemáticas, repartidas en estratos, a lo largo de transectos o de manera subjetiva (*relevés*, donde el investigador experimentado escoge zonas homogéneas donde coloca las unidades de muestreo). Con frecuencia es difícil en un humedal colocar los muestreos al azar, ya que el trasladarse de un punto a otro es complicado, lleva mucho tiempo y se requiere una gran cantidad de muestras para asegurar la representatividad de la comunidad. Tiner (1999) sugiere escoger subjetivamente las comunidades (o variaciones dentro de una comunidad) y mediante un muestreo estratificado colocar las unidades de medición (ya sea cuadros, cuadrantes, puntos sin área, etc.) al azar, es decir, subdividir la zona asegurándose que la variabilidad queda representada en los distintos estratos o ambientes que representan variación, por ejemplo distintas profundidades de inundación.

En humedales grandes (mayores a 100 ha) se deben ubicar, mediante fotografías aéreas, y definir el número de comunidades a muestrear. En función del tipo de estudio se decidirá si se requiere de información detallada (frecuencia, densidad, DAP), o bien funciona la cobertura usando escalas del tipo de Braun-Blanquet (1932) o Westhoff y van der Maarel (1978). En el trabajo de Mueller-Dombois y Ellenberg (1974) y de Kent y Coker (1992) se incluye una descripción muy completa de los sistemas de muestreo. Información adicional se puede obtener en las obras de Ratti y Garton (1996) y Krebs (1999).

Tamaño de la muestra

En una revisión de los estudios de vegetación se puede ver que utilizan diversos tamaños de unidades de muestreo y de número total de muestras. Se recomienda obtener para una comunidad el área mínima, lo cual indicará el tamaño mínimo de área en que dicha comunidad se establece, con la gran mayoría del conjunto de especies que la caracteriza. Si la persona no está familiarizada con el área, primero debe coleccionar o marcar las diferentes especies que ve y ser capaz de diferenciarlas, para hacer una lista y el posterior muestreo.

Para calcular el área mínima se hace un primer cuadro de 1x1m y se obtiene la lista florística de ese cuadro. Se duplica el área con un cuadro continuo y se obtiene nuevamente la lista, y así sucesivamente (1 m², 2 m², 4 m², 8 m², etc.) hasta que ya no aparezcan nuevas especies (Figura 3a). Se grafica el número acumulativo de especies (eje y) conforme se incrementa el esfuerzo de muestreo (número de cuadro en el eje x), hasta que la curva se aplane y ya no se añadan nuevas especies o sea que alrededor del 90-95% de las especies han sido incluidas (Figura 3b). Este método, con un ligero incremento, da una idea del mínimo de superficie a muestrear. En general se considera que la variación en la comunidad queda mejor representada si se usa un mayor número de unidades de muestreo de tamaño más chico que un menor número pero más grandes. Cuando ya se sabe el tamaño de área mínima de una comunidad o sea el mínimo de superficie a muestrear, se pueden utilizar más unidades de menor tamaño.

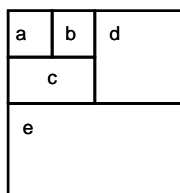


Figura 3a. Posición de los cuadros sucesivos para calcular el área mínima en una comunidad.

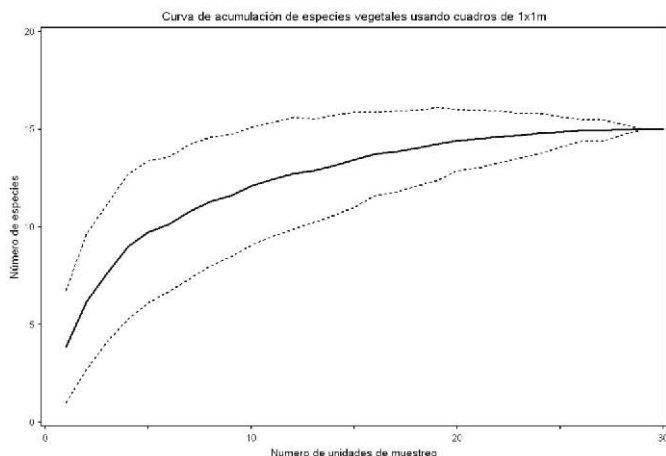


Figura 3b. Gráfica de acumulación del número de especies en función del esfuerzo de muestreo. Cuando ya no aparecen especies nuevas la curva se aplanea.

Diversos estudios han mostrado el área mínima para muestrear en distintas comunidades de las zonas templadas. Esta información se presenta en el siguiente listado. En selvas tropicales se ha encontrado que una hectárea es la superficie mínima.

Comunidades de musgos	1 a 4 m ²
Pastizales o matorral enano	10 a 25 m ²
Sotobosque	50 a 200 m ²
Dosel del bosque	200 a 500 m ²

El área total a muestrear, incluyendo su variabilidad, frecuentemente se decide de manera arbitraria. Los forestales usan una intensidad de muestreo de 5 a 10%. Por ejemplo, una comunidad de 6 ha muestreada con una intensidad de 5% resultaría en un área de $0.05 \times 60,000 \text{ m}^2 = 3,000 \text{ m}^2$. Esto podría hacerse con 30 cuadros de $10 \times 10 \text{ m}^2$.

Unidades de muestreo

Cuadros

Es uno de los métodos más utilizados, aunque en vegetación densa son difíciles de trazar. El tamaño de los cuadros sugerido es de $1 \times 1 \text{ m}$ o $2 \times 2 \text{ m}$ para vegetación herbácea chica y alta respectivamente, $4 \times 4 \text{ m}$ para arbustiva y $10 \times 10 \text{ m}$ para arbórea. Cuando se usan cuadros, éstos deben tener ángulos rectos. Algunos investigadores prefieren usar círculos, sobre todo para vegetación herbácea. Se trazan a partir de una estaca con una cuerda o cinta métrica que se gira para delinear el área de muestreo.

Los cuadros también se pueden colocar a lo largo de un transecto, de manera sistemática (para un muestreo estratificado, es decir un conjunto de cuadros en cada estrato o área con características diferentes) o al azar, asegurando abarcar los distintos hábitats, a modo de un muestreo estratificado.

Cuando la vegetación es muy densa se puede usar material rígido en dos partes y se ensambla ya en posición, por ejemplo tubos de PVC con acopladores en las esquinas. Cuando hay que colocar el cuadro a cierta profundidad, se recomienda usar un marco con patas que puedan penetrar el sedimento y de esa manera colocarlo y posteriormente presionar para enterrarlo una vez que se han acomodado las hojas y tallos pertenecientes al cuadro. Los cuadrantes para muestrear hidrófitas libre flotadoras también deben ser flotantes y especies diminutas como *Lemna* spp., requieren de cuadros de material delgado.

Transectos

Es un método muy utilizado cuando hay gradientes ambientales. El transecto se coloca en la dirección del cambio a manera de una línea de cambio o cambios de topografía.

Se van colocando cuadros (sistemáticamente, estratificados o al azar), cuyo tamaño dependerá de la vegetación a muestrear, siempre del mismo tamaño a lo largo del transecto. El largo de éste y el número de cuadros dependerá de los objetivos del estudio y del humedal de trabajo. Si hay un cambio ambiental importante, por ejemplo nivel topográfico y de inundación, los transectos deberán ir orientados en el sentido del cambio y ser paralelos entre sí.

En todas las medidas con área es importante tomar una decisión sobre si se va a incluir en el área únicamente aquellas plantas y su follaje que están enraizadas, o bien también el follaje que entre en la superficie de muestreo aunque estén enraizadas fuera. Cualquiera de las dos decisiones puede tomarse, pero debe ser consistente a lo largo del trabajo y aclararlo en la metodología.

Intercepción de una línea

El método de intercepción de una línea desarrollado por Canfield (1941) difiere del método que utiliza cuadros, ya que en lugar de poner las parcelas se colocan varias líneas a través de la comunidad a muestrear. Se pueden visualizar como transectos sumamente delgados, del ancho de una línea. Para estimar la abundancia de cada especie en la comunidad, se mide la distancia sobre los transectos (en metros o centímetros) que es interceptada por cada una de las especies del humedal. Con los datos obtenidos se pueden valorar la mayoría de los parámetros calculados con los cuadros, excepto la densidad, aunque sí puede obtenerse la densidad relativa. En algunas comunidades, donde cada especie forma parches muy grandes, este método es más rápido y eficiente que el de los cuadros y ha sido probado sobre todo con vegetación herbácea y arbustiva. El largo de la línea dependerá de la comunidad y generalmente se requieren alrededor de 20 líneas para tener suficientes datos. Al igual que en el muestreo de cuadros sobre transectos, si hay un cambio ambiental importante, por ejemplo nivel topográfico y de inundación, las líneas deberán ir orientadas en el sentido del cambio y ser paralelas entre sí.

Para tomar las mediciones, se debe considerar la línea como una tira de 1 centímetro de ancho a todo lo largo. Conviene usar una cinta métrica o, en su defecto, una cuerda graduada. Para calcular la frecuencia hay que dividir la línea en varios intervalos de la misma longitud. En cada intervalo se registra la presencia de cada especie. Para obtener los datos de cobertura, en cada intervalo se mide la distancia que abarca la cobertura de cada especie (o su proyección si es una hierba alta o arbusto), es decir el largo del segmento de la línea que es interceptado por la planta (o plantas) de cada especie. Se recomienda obtener la información de cada estrato de vegetación por separado.

Muestreo sin área

Las técnicas mencionadas anteriormente son las más comunes cuando se hacen estudios con el enfoque de la comunidad. Cuando lo que se quiere es conocer el estado de una población (conjunto de individuos de la misma especie), es más común usar técnicas que no requieren conocer el área. En estas técnicas el área o superficie de muestreo se ha reducido a un punto. Se basan en el concepto de que el número de árboles por unidad de área puede calcularse a partir de la distancia promedio entre los árboles. Se busca determinar la superficie promedio de la población. El área promedio se define como la cantidad de espacio que una sola planta requiere, y es por lo tanto el recíproco de la densidad. Además de calcular distancias que pueden ser convertidas a áreas o superficies, estos métodos también permiten obtener información cuantitativa de árboles o arbustos. Esto se hace registrando el área basal de todos los árboles cuya distancia se mide. No se pueden usar con vegetación herbácea.

El método más usado es el del punto central del cuadrante (en la literatura en inglés aparece como *point-centered quarter method*). El área alrededor de un punto se divide en cuatro sectores (cuadrantes) del mismo tamaño, todas con un ángulo de 90° y con origen en el mismo punto. En cada uno de los cuadrantes se mide la distancia que hay entre un individuo (generalmente el individuo más cercano de la especie de interés) y el punto de origen, de tal forma que por cada punto se tendrán cuatro distancias.

Por un lado se tienen valores de distancia media. Esta es la suma de todas las distancias medidas, dividida por el número de distancias. La distancia media se eleva al cuadrado para obtener el área promedio. Posteriormente, el área se divide entre la unidad de área para obtener la densidad por unidad de área. Por ejemplo una buena unidad de área es una hectárea.

Los datos sobre las especies de plantas se analizan por separado. Para cada especie se calcula el número de puntos en que ocurrió la especie, el número de árboles o arbustos y el área basal total. La selección de una especie dada en uno o más de los cuatro sectores de un punto de muestreo se maneja como una sola presencia. A partir de estos datos se calcula la frecuencia relativa, la densidad relativa y la dominancia relativa, además del tamaño promedio de los árboles (área basal total dividida por el número total de plantas).

MEDIDAS DE LA VEGETACIÓN

En cada unidad de muestreo se puede anotar únicamente la presencia de una especie o bien algún dato cuantitativo. La decisión depende del objetivo del trabajo. Si solamente se desea conocer las especies presentes y no es necesario contar con información de cuál es más abundante o dominante en la comunidad, bastará con datos de presencia-ausencia. Pero si se desea contar con información sobre cuáles especies son raras o escasas con más detalle, cuáles son las más abundantes, cuáles están distribuidas por todo el terreno y cuáles aparecen solamente en ciertas zonas, deberemos contar con información cuantitativa. Las principales medidas cuantitativas son la densidad, la cobertura y el área basal (DAP). Esta última solamente se puede utilizar en vegetación arbórea.

Densidad. Es el número promedio de individuos por área o superficie de muestreo. Es una buena medida cuando se pueden diferenciar individuos. Esto es complicado en plantas que se reproducen vegetativamente, que tienen un crecimiento por estolones o macollos o bien que se entierran parcialmente y salen en otro punto. Es difícil diferenciar individuos en muchas especies de pastos, ciperáceas, enredaderas, entre otras. Cuantificar individuos de especies herbáceas en humedales es muy complejo por la forma de crecimiento de muchas de las especies que los componen o bien porque un buen número tiene reproducción vegetativa. Si el conteo de individuos no es correcto, se está dando un valor por abajo o por encima del verdadero. Se calcula de la siguiente manera:

Densidad = $\frac{\text{número de individuos muestreado por cuadrante (o unidad de muestreo)}}{\text{número total de cuadrantes (o área muestreada)}}$

Densidad relativa = $\frac{\text{densidad de una especie}}{\text{suma de las densidades para todas las especies}} \times 100$

La obtención de la densidad es una práctica común en estudios interesados en conocer una especie en particular. En trabajos en comunidades, la información que aporta la densidad de cada especie puede generar conclusiones erróneas acerca de la importancia de cada especie dentro de la comunidad. Son muy frecuentes los casos en que en una misma comunidad hay especies con individuos muy grandes pero en densidad baja, y especies muy pequeñas y con alta densidad.

Cobertura. Es la superficie que cubre la proyección vertical del follaje de la planta. Sería parecido a su sombra a las 12 del día. Es una indicación de la superficie que produce sombra a otras plantas y del área que ocupa la raíz y por tanto del espacio del que toma nutrientes y agua. Ello da una idea del área que requiere esa planta para vivir.

El valor de cobertura se obtiene por individuo o por especie, por unidad de muestreo. Hay varias formas de medir la cobertura. La primera es el largo por ancho de la planta, pues se asume que tiene forma de ovalo o de rectángulo, y se mide con una regla o un metro. Se suman todos los datos de una misma especie para dar el valor por unidad de muestreo. Otra manera es utilizando una aproximación visual y asignando un valor de una escala. Es un método mucho más rápido pero de menor exactitud, y como siempre, la decisión de cual utilizar dependerá de los objetivos del estudio. En este caso es importante que las personas que van a hacer las mediciones practiquen antes y se aseguren de coincidir en el valor de la escala que asignan. Las escalas más usadas son la de Braun-Blanquet (1932) y la de Westhoff y van der Maarel (1978), aunque hay otras en la literatura por ejemplo la de Kent y Coker (1992). La primera incluye además de un porcentaje, símbolos para los valores más bajos. La segunda combina la cobertura con la abundancia, pues en los valores más bajos, cuando la cobertura es menor del 5% de la unidad de muestreo, se utilizan valores de abundancia. En esta escala todos son números por lo que todos los niveles se pueden usar para cálculos numéricos como es el valor de importancia.

Braun-Blanquet (1932)	Westhoff y van der Maarel (1978)
5 = cualquier número de plantas, con una cobertura mayor al 75%	9 = más del 75% del cuadro
4 = cualquier número de plantas, con una cobertura entre 50 y 75%	8 = entre 50 y 75%
3 = cualquier número de plantas, con una cobertura entre 25 y 50%	7 = entre 25 y 50 %
2 = cualquier número de plantas, con una cobertura entre 5 y 25%	6 = entre 12.5 y 25%
1 = numerosas pero que cubren menos del 5%, o bien dispersas que cubren hasta 5% del área	5 = entre 5 y 12.5%
x = pocas, con baja cobertura	4 = menos de 5%, pero más de 10 individuos, demasiados para contar
r = Solitarias, con baja cobertura	3 = menos de 5%, más de 10 individuos y se pueden contar
	2 = menos de 5%, entre 3 y 10 individuos
	1 = menos de 5%, 1 a 3 individuos

Para ello se delimita el área de muestreo, se ubican todos los individuos de la especie que se va a valorar, visualmente se colocan juntos sin alterar su forma, es decir sin comprimirlos. Se empieza preguntándose si ocupa más o menos del 50%. Si es más de la mitad la pregunta es si ocupa más del 75% o menos, y se asigna el valor correspondiente, según la escala que se esté utilizando. Se hace lo mismo si el valor es menor de la mitad. Cabe decir que la escala de Westhoff y van der Maarel, (1978) al ser totalmente numérica, puede utilizarse en programas de cómputo. Para cierto tipo de análisis, por ejemplo diversidad, se prefiere usar el valor de cobertura en porcentaje, y no con los números de la escala. Para ello se utiliza el valor medio de porcentaje del rango. Por ejemplo si el valor es 8 se usaría el valor medio entre 50 y 75%, es decir 62.5%.

Área basal (DAP). Es el diámetro del tronco a la altura del pecho, es decir aproximadamente a 137 cm de altura. Se mide el tronco del árbol y si es un arbusto, se mide cada rama y se suman todas ellas para calcular el valor del individuo en la unidad de muestreo. Es preferible usar para ello una cinta dasométrica. Cuando se usa área basal, cada individuo tiene un valor. En general el árbol con mayor área basal es el que tiene mayor altura y por tanto es el dominante. Por tanto, frecuentemente se usa el área basal como un índice de dominancia. En la figura 4 se presenta donde se debe medir el área basal en el caso de troncos con formas de crecimiento particulares (contrafuertes, raíces zanco, ramificados, etc.).

Dominancia = $\frac{\text{área basal de la especie}}{\text{suma de las áreas de todas las unidades de muestreo}}$

Dominancia relativa = $\frac{\text{dominancia de la especie}}{\text{suma de los valores de dominancia de todas las especies}} \times 100$
ó

Dominancia relativa = $\frac{\text{área basal de la especie}}{\text{área basal de todas las especies}} \times 100$

Frecuencia. Es el porcentaje de unidades de muestreo en que aparece la especie con respecto al total de unidades utilizadas. Es una medida de qué tan uniforme es la distribución de la especie en la zona. Se calcula:

Frecuencia = $\frac{\text{número total de cuadros en los que una especie aparece}}{\text{número total de cuadros}}$

Frecuencia relativa = $\frac{\text{frecuencia de las especies}}{\text{suma de la frecuencia de todas las especies}} \times 100$

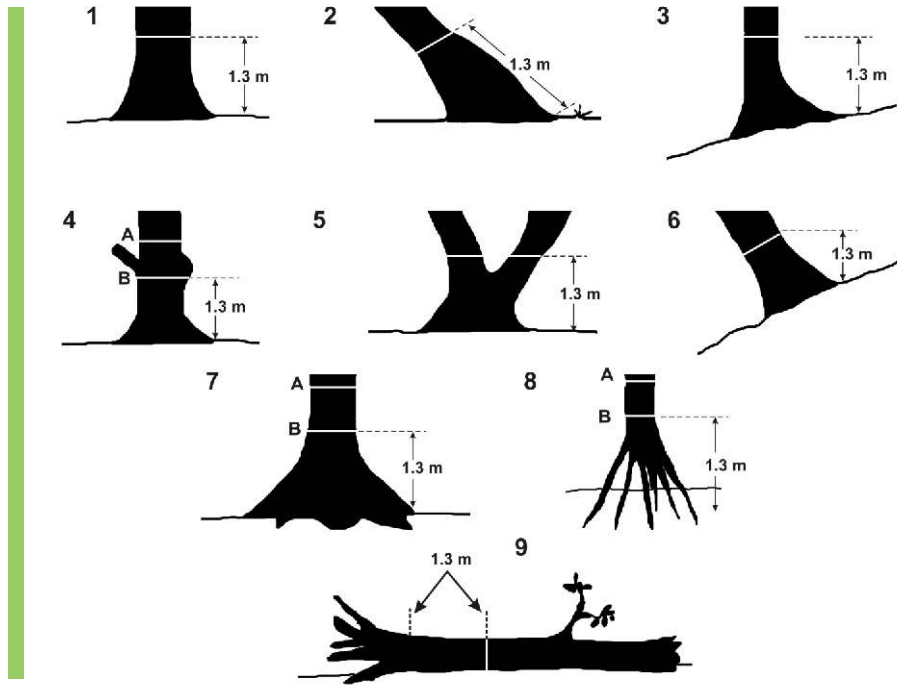


Figura 4. Colocación de la cinta para medir área basal en los distintos tipos de troncos (tomado de Schlegel *et al.* 2001).

Una vez decidido el tipo de muestreo que se debe hacer y la forma de la unidad de éste, se procede a dar inicio al trabajo de campo. Se debe hacer un croquis del sitio y anotar el lugar aproximado de cada unidad de muestreo e identificarla con un número.

Terminado el trabajo de campo se procede a vaciarlo a una hoja de cálculo (o a una libreta). Los datos se capturan en una matriz de la siguiente forma:

	Unidad 1	Unidad 2	Unidad 3	...	Unidad n
Especie 1					
Especie 2					
Especie 3					
...					
Especie k					

Cada especie en cada unidad de muestreo tendrá un valor. Este podrá ser presencia o ausencia (1 ó 0), o bien un valor de cobertura o área basal. Los datos se pueden transformar a valor de importancia por especie, o bien analizarse por métodos multivariados de agrupación (clasificación) u ordenación.

■ CÁLCULO DEL VALOR DE IMPORTANCIA

El valor de importancia relativa (VIR) es un resumen de los valores cuantitativos de cada especie y permite ordenar a las especies de mayor a menor. Proporciona una buena idea de cuales son las especies más importantes en la comunidad debido a su abundancia o al espacio que ocupan. Se define como la suma de la frecuencia relativa, la densidad relativa y la dominancia relativa; siendo 300 el valor más alto esperable para una especie. Cuando no se midió algún parámetro, por ejemplo la densidad, se puede calcular el valor de importancia sumando únicamente la frecuencia relativa y la dominancia relativa o cobertura relativa, y entonces el valor más alto esperable será de 200. Aunque siempre será necesario aclarar por qué se prescindió de alguna de las tres variables.

Paso a paso

Los muestreos de la vegetación son indispensables para conocer la dinámica de cualquier comunidad, incluyendo los humedales. Con el objetivo de que las personas enfrentadas al manejo de humedales cuenten con una herramienta básica para el conocimiento de comunidades vegetales, en este apartado se proporcionará, de manera resumida, información sobre la realización de transectos en campo y la obtención de datos que le ayudarán, en un momento dado, a tomar decisiones sobre el manejo adecuado de un humedal. A continuación se describirá paso a paso el procedimiento tradicional de esta metodología.

- 1) Elegir el humedal con el que se va a trabajar y familiarizarse con las especies que presenta.
- 2) Delimitar la zona de estudio dependiendo de dónde comienza el humedal, propiamente dicho.
- 3) Suponiendo que el humedal es un rectángulo de 200 m x 300 m, se elige uno de los bordes, en este caso el de 200 m, y se divide en varios segmentos equidistantes. La cantidad de segmentos dependerá de qué tan diverso sea el humedal.

- 4) Si se decide tener 10 segmentos de 20 m cada uno, en cada segmento se elegirá al azar en cuál de los 20 m se trazará el transecto.
- 5) El transecto consistirá en una línea recta de 300 m transversal al borde de inicio y se dividirá en tres segmentos de 100 m c/u para poder obtener datos de la zonación de las especies presentes.
- 6) Sobre cada segmento del transecto o zona del humedal se elegirán al azar una cantidad adecuada de cuadros en los que se hará un inventario de las especies presentes y de cada especie se estimará el porcentaje de cobertura, la altura y la densidad. Con los datos obtenidos en este punto es posible obtener un Valor de Importancia Relativa (VIR) por especie, como se describirá más adelante. Las dimensiones del cuadro de muestreo dependerán del tipo de vegetación predominante en el humedal; pueden ser de 10m x 10m para vegetación arbórea, de 5m x 5m para vegetación arbustiva y de 1m x 1m para la vegetación herbácea.
- 7) Otros parámetros bióticos que se pueden obtener en cada cuadro son la Biomasa Aérea y la Biomasa Aérea Relativa (BAR). Estos valores tienen la ventaja de dar información objetiva sobre cada especie en cada cuadro, pero es una técnica destructiva y que requiere de mayor esfuerzo físico, por lo que sólo se recomienda en el caso de muestreos puntuales.
- 8) El muestreo en los cuadros se realizará una sola vez o regularmente, en función de los objetivos del estudio. Esto puede ser dependiendo de las estaciones del año o del grado y frecuencia de disturbios que se presenten en el humedal (p. ej. inundación, sequía, incendio, plagas, etc.), ya que el hidropériodo cambia en el tiempo y se encontrarán condiciones físico-químicas diferentes, en ocasiones aunadas a cambios en la composición y estructura de la comunidad vegetal.
- 9) Como datos complementarios indispensables para la interpretación de los resultados, en cada cuadro se deben medir datos de características físico-químicas del suelo y agua intersticial. Los más importantes son: pH, salinidad, conductividad, potencial reducción-oxidación (E_h), humedad relativa. También es importante coleccionar muestras de suelo para medir la concentración de macronutrientes en el laboratorio (nitrógeno, azufre, fósforo y potasio, etc.). Si se quiere tener una buena idea de la relación entre la vegetación y los parámetros ambientales se deben tener las mismas medidas de parámetros ambientales en cada cuadro de vegetación.
- 10) Otros datos importantes que pueden obtenerse dentro del transecto son la micro-topografía del suelo y el grado de inundación o profundidad del manto freático en cada metro del transecto.

- 11) Los datos se analizarán utilizando métodos multivariados que permitirán relacionar los diferentes cuadros por su composición y cobertura de especies y por los datos fisicoquímicos y de nutrientes.

Todos los pasos anteriores pueden variar dependiendo de los objetivos del muestreo, de las características del humedal y del criterio del investigador.

■ COBERTURA, DENSIDAD Y ALTURA POR ESPECIE

La cobertura por especie que se recomienda en este manual es la que utiliza una escala porcentual (Kent y Coker 1992) o bien la escala de cobertura-abundancia de Westhoff y van der Maarel (1978) que se describió en el apartado anterior. Ambas escalas consisten básicamente en hacer una estimación visual de la magnitud de la superficie que cubre una especie en un área delimitada, en este caso, en cada cuadro de muestreo.

La densidad consiste en contar el número de individuos totales por especie en cada cuadro. Particularmente, en las comunidades herbáceas de humedales, donde la gran mayoría de especies presentan crecimiento clonal, resulta difícil distinguir entre *genets* y *ramets* de un individuo, por lo que se recomienda tener mucho cuidado en la discriminación entre individuos. Como ejemplo, en los muestreos realizados en el humedal de La Mancha ha sido imposible reconocer el número de individuos de la especie invasora *Echinochloa pyramidalis* (Poaceae) y de *Hydrocotyle bonariensis* (Apiaceae). En estas especies se consideró como "individuo" a los culmos y hojas respectivamente, y es necesario aclarar el proceso realizado.

La altura por especie es una estimación del valor promedio. Se recomienda evitar medir los valores extremos (las plantas más altas o las más bajas) y la altura de las inflorescencias.

■ VALOR DE IMPORTANCIA RELATIVA (VIR)

Los datos de cobertura, densidad y altura de cada especie en cada cuadro se utilizan para estimar su valor de importancia relativa (VIR) de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$\begin{aligned}
 \text{CR} = \text{Cobertura} & \quad \frac{\text{Cobertura absoluta de la especie}}{\text{Sumatoria de las coberturas absolutas de todas}} \times 100 \\
 \text{relativa} = & \quad \frac{\text{las especies del cuadro}}{\text{las especies del cuadro}} \\
 \\
 \text{DR} = \text{Densidad} & \quad \frac{\text{Número de individuos de la especie}}{\text{Número total de individuos del cuadro}} \times 100 \\
 \text{relativa} = & \\
 \\
 \text{AR} = \text{Altura relativa} = & \quad \frac{\text{Altura promedio de la especie}}{\text{Sumatoria de las alturas promedio de todas las}} \times 100 \\
 & \quad \frac{\text{especies del cuadro}}{\text{especies del cuadro}}
 \end{aligned}$$

BIOMASA AÉREA RELATIVA (BAR)

Para obtener la Biomasa Aérea Absoluta de cada especie se corta toda la vegetación contenida en el cuadro a nivel del suelo, se separa por especie y se seca durante 120 h en estufa a 65° C.

Con los valores obtenidos de Biomasa Aérea Absoluta se obtiene la Biomasa Aérea Relativa (BAR) de cada especie por cuadro de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$\text{BAR de la especie A} = \frac{\text{Biomasa aérea de la especie A}}{\text{Biomasa aérea total del cuadro}} \times 100$$

El uso de la BAR se recomienda para los casos en que la dominancia de una especie sea tan alta que “enmascare” las tendencias de las demás especies. Es un muestreo destructivo por lo que la decisión debe tomarse después de un análisis cuidadoso.

Literatura recomendada

- Arber, A. 1920. *Water Plants. A Study of Aquatic Angiosperms*. Cambridge University Press, Cambridge.
- Barbour, M., J.H. Burk y W.D. Pitts. 1980. *Terrestrial Plant Ecology*. The Benjamin Cummings Publishing Company, Menlo Park, California
- Braun-Blanquet, J. 1932. *Plant Sociology: The Study of Plant Communities*. McGraw-Hill, Nueva York.
- Canfield, H.R. 1941. Application of the line interception method in sampling range vegetation. *Journal of Forestry* 39: 388-394.
- Contreras, E.F. 1993. *Los Ecosistemas Costeros Mexicanos*. CONABIO/UAM-I, México, DF.
- Cronk, J.K. y M.S. Fennessy. 2001. *Wetland Plants. Biology and Ecology*. Lewis Publishers. Nueva York.
- Dalton, P. y A. Novelo. 1983. Aquatic and wetland plants of Arnold Arboretum. *Arnoldia* 43: 7-44.
- de la Lanza-Espino, G. y J.L. García Calderón. 1999. *Lagos y Presas de México*. Centro de Ecología y Desarrollo, México DF.
- Gaynard, T.J. y W. Armstrong. 1987. Some aspects of internal plant aeration in amphibious habitats. R.M.M. Crawford (ed) *Plant Life in Aquatic and Amphibious Habitats*. pp. 303-320. Blackwell, Oxford.
- Kent, M. y P. Coker. 1992. *Vegetation Description and Analysis. A Practical Approach*. CRC Press, Londres.
- Kozlowski, T.T. 1984. Plant responses to flooding soil. *BioScience* 34: 162-167.
- Krebs, C.J. 1999. *Ecological Methodology*. Wesley Longman, Nueva York.
- Lot, A. 1991. *Flora y vegetación de las zonas acuáticas de Veracruz*. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias. UNAM, México, DF.
- Lot, A. y A. Novelo. 1990. Forested wetlands of Mexico. A.E. Lugo, M.M. Brinson y S. Brown (eds) *Ecosystems of the World. Forested Wetlands of the World, Vol. 15*: 287-298. Elsevier, Amsterdam.
- Lot, A., A. Novelo Retana, A. Olvera García y P. Ramírez- García. 1999. *Catálogo de Angiospermas Acuáticas de México. Hidrófitas Estrictas Emergentes, Sumergidas y Flotantes*. Cuadernos 33. Instituto de Biología, UNAM. México D.F.
- Mueller-Dombois, D. y H. Ellenberg. 1974. *Aims and Methods of Vegetation Ecology*. John Wiley & Sons, Inc. Nueva York.
- Olmsted, I. 1993. Wetlands of Mexico. D.F. Whigham, D. Dykyjová y S. Hejný (eds) *Wetlands of the World I: Inventory, Ecology and Management*. Handbook of

- Vegetation Science. pp. 637-678. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, Holanda.
- Ponnamperuma, F.N. 1984. Effects of flooding on soils. T.T. Kozlowski (ed) *Flooding and Plant Growth*. pp. 9-45. Academic Press, Orlando, Florida.
- Rader, R.B., D.P. Batzer y S.A. Wissinger 2001. *Bioassessment and Management of North American Freshwater Wetlands*. John Wiley & Sons, Inc. Nueva York.
- Ratti J.T. y E.O. Garton. 1996. Research and experimental design. T.A. Bookhout (ed) *Research and Management Techniques for Wildlife and Habitats*. pp. 12-14. The Wildlife Society, Maryland.
- Schlegel, B., J. Gayoso y J. Guerra. 2201. Manual de procedimientos para inventarios de carbono en ecosistemas forstlaes. Universidad Austral de Chile, Valdivia.
- Sculthorpe, C. 1967. *The Biology of Aquatic Vascular Plants*. Edward Arnold. Londres.
- Tiner, R.W. 1999. *Wetland Indicators. A Guide to Wetland, Identification, Delineation, Classification and Mapping*. Lewis Publisher. Boca Raton, Florida.
- Westhoff, V. y E. van der Maarel. 1978. The Braun Blanquet approach. R.H. Whittaker (ed) *Classification of Plant Communities*. pp. 287-399. Junk, La Haya.
- Wetzel, R.G. 1983. *Limnology*. Saunders College Publishing, Filadelfia.

Páginas Web:

Center for Aquatic and Invasive Plants:

<http://plants.ifas.ufl.edu/>

Wetland Health Evaluation Program (WHEP)

<http://www.mnwhep.org/id47.html>

Gobierno del estado de Louisiana

<http://www.lacoast.gov/>

Manglares

<http://www.mangrove.org/>

Aprendamos a cubicar nuestra madera

<http://www.unapiquitos.edu.pe/intranet/pagsphp/docentes/archivos/CUBICAR%20MADERA.pdf?PHPSESSID=14fb659fa3bef7103612380ed1ecdb85>.

González, Y. y C.M. Cuadra. 2004. *Estandarización de Unidades Medidas y Cálculo de Volúmenes de Madera*. Gobierno de Nicaragua, Instituto Nacional Forestal: 22. http://www.inafor.gob.ni:8080/documentos_tecnicos/pdf/Manuales%20T%C3%A9cnicos/ESTANDARIZACION%20DE%20UNIDADES%20DE%20MEDIDA%20Y%20CALCULOS%20DE%20VOLUMENES%20DE%20MADERA.pdf.

LA FLORA Y LA FAUNA

10

Obtención de grupos de unidades
de muestreo y su comparación
estadística paso a paso

Hugo López Rosas

Cuando se hacen muestreos de vegetación de humedales, ya sea para un monitoreo o para una evaluación, es importante relacionar la presencia de especies con otras especies vegetales y con algunos parámetros fisicoquímicos como el nivel de inundación, pH y conductividad del agua, potencial redox (E_{\pm}), humedad y densidad aparente del suelo, topografía, entre otras. Después de cada muestreo la cantidad de datos obtenidos es bastante grande. En los casos que requieren monitoreo, la cantidad de datos es aún mayor debido a su acumulación con cada evento de muestreo. Dada esta naturaleza de los datos de comunidades vegetales, es necesario aplicar técnicas estadísticas para reducir la cantidad de variables estudiadas y así mejorar su entendimiento, facilitar análisis posteriores y comprender las relaciones ecológicas.

En este manual se desarrollará paso a paso la metodología empleada para el análisis de datos preliminares de un muestreo en un humedal tomando como ejemplo un humedal de agua dulce (popal) invadido por la gramínea de origen africano *Echinochloa pyramidalis* en la zona costera central del Golfo de México (López Barrera *et al.* 2007). Se generará una clasificación numérica de los cuadros de vegetación muestreados y se hará su diferenciación fisicoquímica por medio de análisis de varianzas paramétricos y no paramétricos. Se pretende que la explicación de este caso sirva como marco de referencia de futuros trabajos que impliquen objetivos y muestreos similares a los de los autores referidos.

■ CLASIFICACIÓN

El trabajo de campo mencionado arriba consistió en el muestreo puntual de 27 cuadros de vegetación de diferentes áreas del humedal (áreas dominadas por *E. pyramidalis*, área dominada por *Sagittaria lancifolia*, área dominada por *Typha domingensis*, área dominada por *Dalbergia brownei*). El tamaño de los cuadros fue de 1 x 1 m debido a la naturaleza herbácea de la vegetación, aunque también es aceptable utilizar cuadros de 2 x 2 m, de 5 x 5 m o de 10 x 10 m para vegetación dominada por especies arbustivas (p. ej. zarzales); o de 10 x 10 m o 20 x 20 m para vegetación arbórea. En cada cuadro se estimó la abundancia de cada especie vegetal de acuerdo con la escala de cobertura/abundancia de Westhoff y van der Maarel (1978; Cuadro 1).

Junto con el muestreo de la vegetación, en cada cuadro se midieron los siguientes parámetros fisicoquímicos: nivel del agua, pH, salinidad y conductividad del agua; E_{\pm} , humedad relativa y densidad aparente del suelo.

Cuadro 1. Escala de cobertura/abundancia propuesta por Westhoff y van der Maarel (1978) para el muestreo de vegetación en unidades de muestreo de distintas superficies.

Valor en la escala	Características de la especie en la unidad de muestreo	
9	75 al 100 %	Cobertura
8	50 al 75 %	
7	25 al 50 %	
6	12.5 al 25 %	
5	5 al 12.5 %	
4	< 5 %; muchos individuos, difícil de contar	Abundancia
3	< 5 %; más de 3 individuos, se pueden contar	
2	< 5 %; 2 a 3 individuos	
1	< 5 %; 1 individuo	

La matriz de datos de vegetación obtenidos en el muestreo se presenta en el Cuadro 2, mientras que en el Cuadro 3 se presenta la matriz de datos ambientales (variables fisicoquímicas). El formato de captura presentado en los cuadros es el recomendado para facilitar su manejo en los programas estadísticos PC-ORD ver. 5 (McCune y Mefford 1999, McCune y Grace 2002) y SigmaStat 3.11 (Systat Software, Inc. 2004), que son los que se utilizarán en este ejemplo. Estos paquetes tienen una interfase gráfica muy amigable para usuarios principiantes; aunque los mismos resultados se pueden obtener con otros paquetes como MVSP (Kovach 1998), STATISTICA (StatSoft, Inc. 2001), SAS/STAT para Windows (SAS Institute 1999), y R. Este último es muy completo y se puede obtener de forma gratuita en la página <http://www.r-project.org/index.html>.

Una vez capturados los datos de vegetación en la hoja de cálculo se procederá a prepararlos para su apertura en PCORD 5. Este programa requiere que la celda A1 de la hoja de cálculo incluya únicamente el número de hileras de la matriz, en este caso es 27. En la celda B1 se escribe con letra el título que se le quiera dar a las hileras, que en este caso es "cuadros". La celda A2 debe incluir únicamente el número de columnas de la matriz que contienen las variables a analizar. En el ejemplo, la matriz es de 15 columnas. En la celda B2 se escribe con letra el título que se le quiera dar a las columnas, que en este caso es "especies". Las celdas A3 y A4 deben quedar vacías. En las celdas de la hilera 3, a partir de la celda B3 se deberá escribir la letra "q" en caso de que los datos sean cuantitativos. Si los datos son cualitativos, se deberá escribir la letra

Cuadro 2. Matriz de datos de vegetación obtenidos en el muestreo. Se presentan los valores de acuerdo a la escala de Westhoff y van der Maarel. Las columnas corresponden a las especies (los nombres están abreviados con las primeras cuatro letras del género y las primeras tres letras del epíteto específico (P. ej. *Typha domingensis* = Typh dom). Las hileras corresponden a cada cuadro muestreado, etiquetados con el número del cuadro antecedido por la letra “c”.

Cuadro	Typh dom	Echi pyr	Dalb bro	Pass sp.	Sagi lan	Ipom til	Hyme lit	Mika mic	Lapo mex	Xant rob	Hydr bon	Achr aur	Pont sag	Eleo mut	Melo per
c1	8	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c2	8	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c3	7	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c4	7	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c5	0	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c6	1	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c7	7	8	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c8	5	8	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c9	0	6	8	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c10	0	6	9	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c11	0	5	9	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c12	0	0	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c13	0	1	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c14	1	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c15	0	9	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c16	0	9	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c17	0	9	0	0	6	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c18	0	9	6	1	7	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c19	0	9	0	0	5	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0
c20	0	9	1	0	6	5	1	0	0	0	0	0	0	0	0
c21	0	9	0	0	1	5	0	1	0	0	0	0	0	0	0
c22	6	0	0	0	9	1	0	0	1	6	1	0	0	0	0
c23	6	0	0	0	6	0	7	0	5	7	2	0	0	0	0
c24	5	0	0	0	7	0	0	0	0	8	1	0	0	0	0
c25	0	0	0	0	9	5	0	0	5	0	1	7	7	0	0
c26	5	0	0	0	8	0	0	0	0	0	1	7	0	5	0
c27	7	0	1	0	8	0	0	1	0	0	1	0	7	0	0

“c”. En el caso de que una columna tenga mezclados datos cuantitativos y cualitativos, deberá escribirse la letra “m”. En las celdas de la hilera 4, a partir de la celda B4 se escribirá el título de la columna, que en este caso es el nombre de la especie abreviado en no más de 8 caracteres. Se deberá tener cuidado en que los títulos no sean de tipo numérico y que no se repitan (en la forma en que abreviamos los nombres de las especies no hay mucho riesgo de repetir nombres, pero en el caso hipotético de que hubiéramos tenido presentes a las especies *Cyperus acuminatus* y *Cyperus acutangulus*, ambas se abreviarían *Cype acu*, lo cual generaría errores en el análisis. En ese caso sería recomendable usar *Cype ac1* y *Cype ac2*, respectivamente, para asegurar la identidad de cada nombre de especie). En la Figura 1 se presenta la matriz ya preparada para trabajarla en PC-ORD 5 (McCune y Mefford 1999).

Cuadro 3. Matriz de datos de siete variables fisicoquímicas obtenidas en el muestreo. Las hileras corresponden a cada cuadro muestreado, etiquetados con el número del cuadro antecedido por la letra “c”. A cada cuadro de muestreo de vegetación le corresponde un conjunto de variables ambientales que se designan con el mismo número asignado al cuadro de vegetación.

Cuadro	Nivel agua (cm)	pH	Salinidad (p.p.t.)	Conductividad (mS/cm)	E_H (mV)	Humedad relativa (%)	Densidad aparente (g/cm ³)
C1	7	7.6	3.6	5.3	34.3	75.27	0.1045
C2	14	7.4	5.1	7.2	60.3	73.68	0.1024
C3	11	7.4	5	6.9	24.8	76.68	0.0838
C4	3	7.6	1.6	2.7	-3.2	76.72	0.0545
C5	12	7.4	5.6	4	55.8	71.04	0.1548
C6	7	7.5	3.3	4.8	5.8	65.00	0.2220
C7	15	7.3	3.8	5.2	68.8	62.03	0.3580
C8	11	7.4	3.8	5.3	-32.7	76.38	0.0823
C9	13	7.4	3.2	4.4	118.8	69.45	0.1578
C10	8	7.4	2.9	4.2	31.3	75.81	0.0997
C11	12	7.5	2.6	3.8	107.3	59.41	0.3658
C12	-8	8	0.9	1.7	133.8	43.07	0.4822
C13	-10	7.8	0.9	1.6	122.8	40.98	0.5922
C14	-6	7.8	0.9	1.7	136.3	31.60	0.8381
C15	-2	7.8	0.9	1.7	80.8	49.68	0.4671
C16	-1	7.8	0.9	1.7	88.3	41.68	0.5416
C17	-4	7.3	0.3	0.9	127.8	71.35	0.1371
C18	-4	7.4	0.2	0.8	112.3	71.15	0.1143
C19	-4	7.4	0.3	0.9	115.3	70.31	0.0934
C20	-5	7.7	0.1	0.7	111.8	68.35	0.1169
C21	-4	7.4	0.2	0.8	109.3	70.94	0.0984
C22	-5	6.9	0.2	0.8	80.3	73.44	0.0801
C23	7	7.8	0.1	0.7	98.8	75.47	0.1007
C24	9	7.7	0.1	0.8	105.3	74.10	0.0802
C25	8	7.6	0.1	0.8	173.8	75.00	0.0987
C26	8	7.6	0.1	0.8	139.8	72.11	0.0937
C27	8	7.6	0.4	1.1	123.8	71.93	0.1081

Una vez lista la matriz, ésta se debe guardar en formato “*.xls”. En este caso, guardamos el archivo como “Veg15x27.xls” para recordar que es una matriz de datos de vegetación con 15 especies y 27 cuadros. PC-ORD sólo reconoce una hoja por libro de cálculo, por lo que sólo se deberá guardar una matriz por archivo para evitar la pérdida de datos. Al tener guardado el archivo, éste se cierra para poderlo importar desde PC-ORD. Ya abierto se procede a importar la matriz generada siguiendo el argumento “File > Import Matrix > Main Matrix” (Figura 2).

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R	S	T	U	V
1	A1	27	cuadros																			
2			15 especies																			
3		q	q	q	q	q	q	q	q	q	q	q	q	q	q	q	q	q	q	q	q	q
4		Typh dom	Edhi pyr	Dolb pyr	Pass sp	Sugi lan	Ipom til	Hyme lk	Mka mic	Lapo mex	Xant rob	Hydr bon	Achraur	Pont sag	Eleo mut	Melo pan						
5	c1	8	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
6	c2	8	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7	c3	7	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8	c4	7	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	c5	0	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	c6	1	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
11	c7	7	8	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	c8	5	8	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
13	c9	0	6	8	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
14	c10	0	6	9	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
15	c11	0	5	9	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
16	c12	0	0	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
17	c13	0	1	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
18	c14	1	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
19	c15	0	9	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
20	c16	0	9	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
21	c17	0	9	0	0	6	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
22	c18	0	9	6	1	7	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
23	c19	0	9	0	0	5	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
24	c20	0	9	1	0	6	5	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
25	c21	0	9	0	0	1	5	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
26	c22	6	0	0	0	9	1	0	0	1	6	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
27	c23	6	0	0	0	6	0	7	0	5	7	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
28	c24	5	0	0	0	7	0	0	0	0	8	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
29	c25	0	0	0	0	9	5	0	0	5	0	1	7	7	0	0	0	0	0	0	0	0
30	c26	5	0	0	0	8	0	0	0	0	0	1	7	0	5	0	0	0	0	0	0	0
31	c27	7	0	1	0	8	0	0	1	0	0	1	0	7	0	0	0	0	0	0	0	0
32																						
33																						

Figura 1. Matriz de datos de vegetación lista para importar desde PC-ORD 5.



Figura 2. Procedimiento para importar matrices a PC-ORD.

Con este argumento se abrirá una ventana en la que deberemos indicar el formato del archivo. Elegimos la opción “Excel spreadsheet” e indicamos “OK” (Figura 3) para que le indiquemos al programa el lugar de ubicación del archivo (Figura 4). Una vez importada la matriz, el programa solicitará guardarla en formato “*.wk1”. En este caso la guardaremos como matriz principal con el nombre “Veg15x27.wk1” (Figuras 5, 6 y 7).

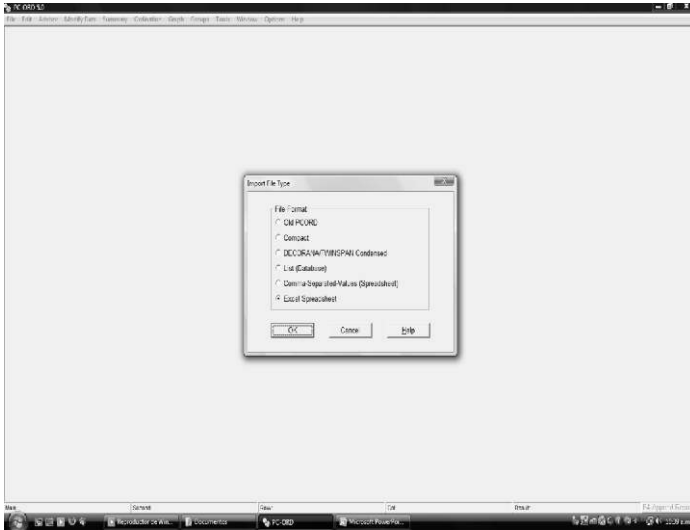


Figura 3. Indicación del formato de archivo en PC-ORD.

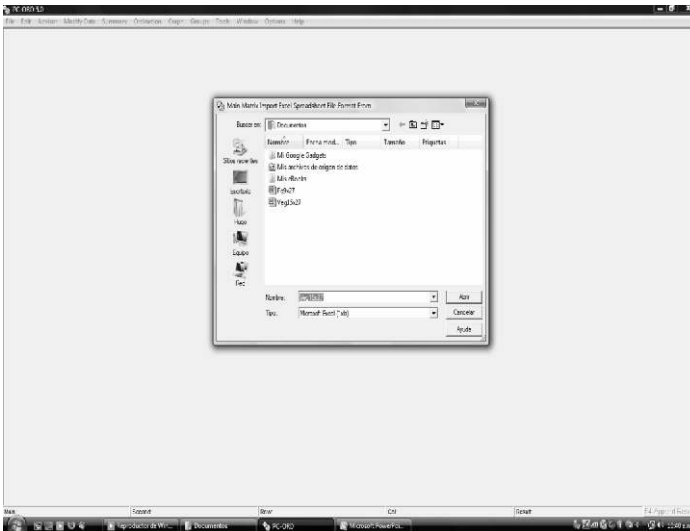


Figura 4. Indicación de la ubicación del archivo que contiene la matriz de datos.

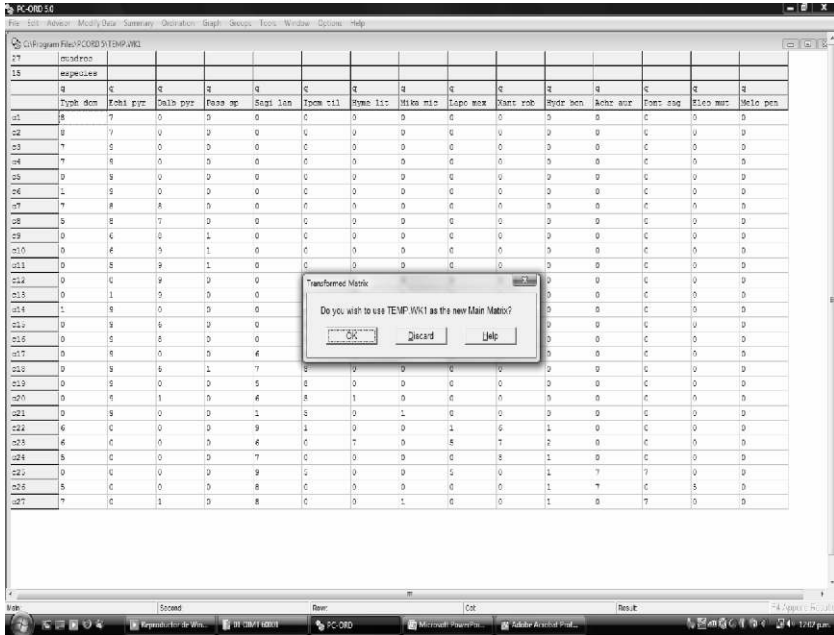


Figura 5. Solicitud para guardar la matriz en formato “*wk1”.

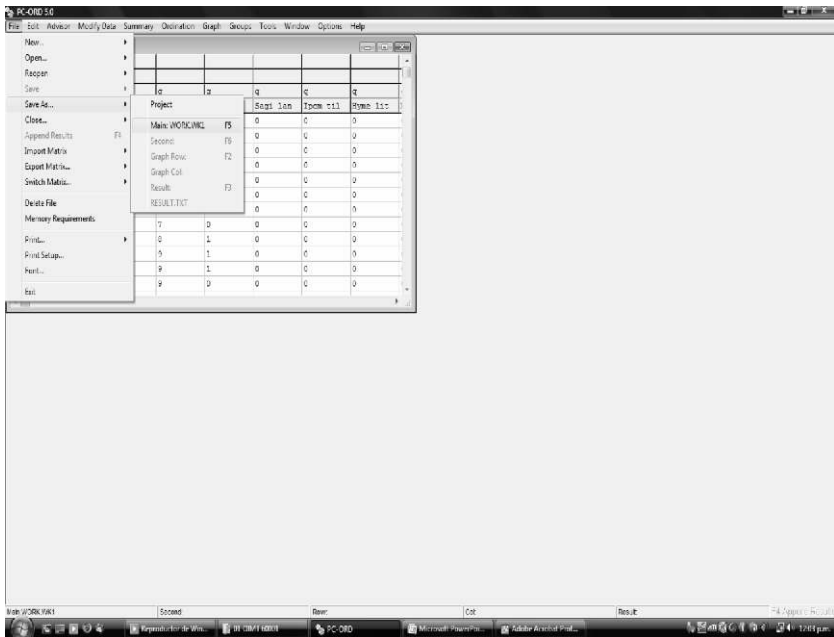


Figura 6. Guardando la matriz como matriz principal.

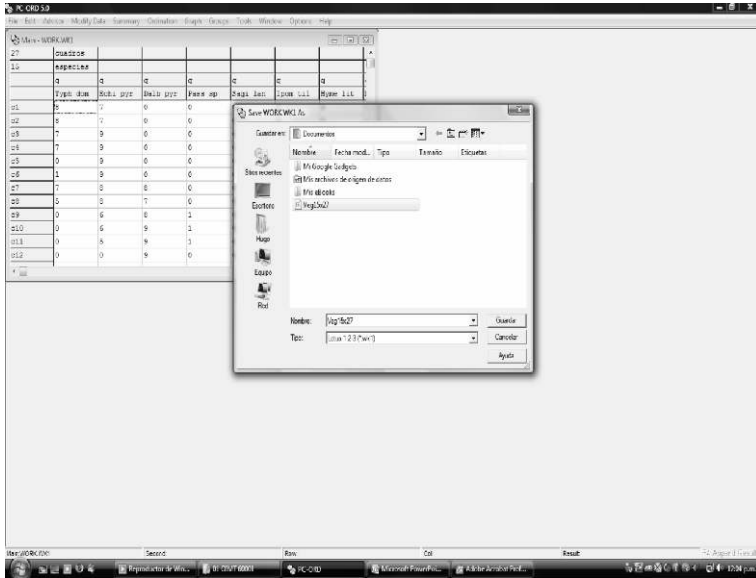


Figura 7. Indicación de la ubicación donde se guardará el nuevo archivo “Veg15x27.wk1”.

Ya con la matriz de datos guardada y abierta, procederemos a realizar una clasificación numérica de los 27 cuadros de vegetación con el argumento “Groups > Cluster Analysis” (Figura 8).

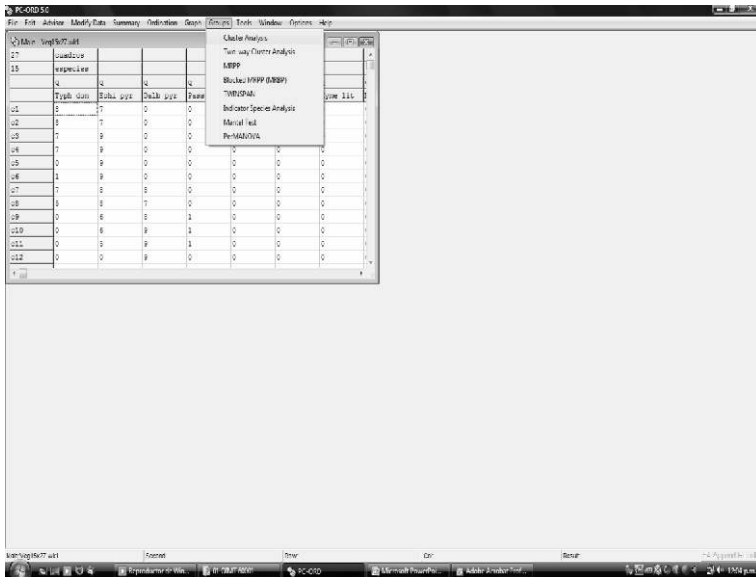


Figura 8. Primeros pasos para realizar una clasificación tipo “cluster”.

Al seleccionar un análisis de grupos (*Cluster Analysis*) se abrirá una ventana solicitando información de las características de la clasificación que queremos realizar. Las selecciones críticas son el índice de distancia (*Distance Measure*) y el método de unión de grupos (*Group Linkage Method*). La selección que hagamos dependerá de los objetivos del trabajo y de la naturaleza de los datos. En este caso, por tratarse de datos de comunidades ecológicas, los índices de distancia que proporcionan más información son los de Sorensen, la distancia Euclidiana y Jaccard (McCune y Grace 2002). Para este ejemplo usaremos la distancia relativa Euclidiana (*Relative Euclidian*) y el método de unión de Ward (*Ward's Method*) (Figura 9). Se acepta esta selección dando un clic en “OK”.

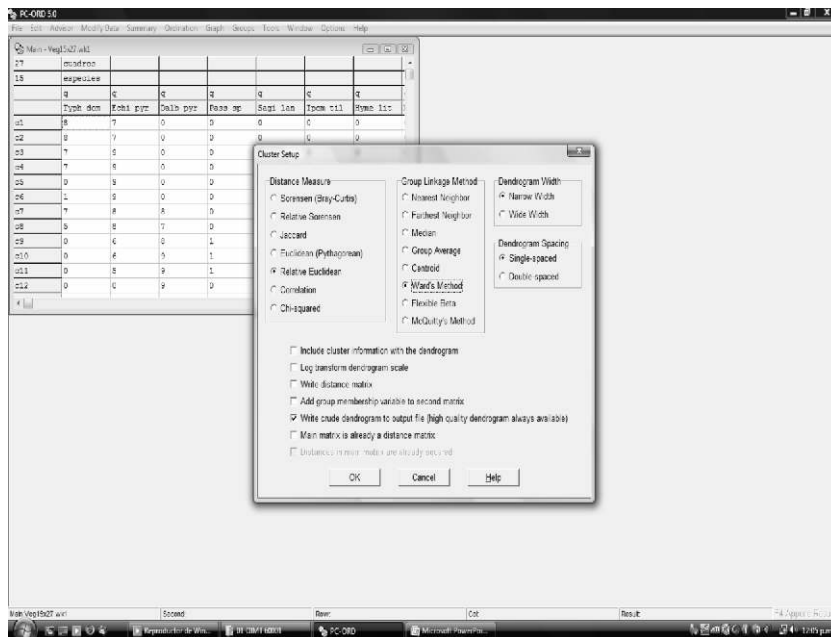


Figura 9. Selección del índice de distancia y el método de unión de grupos.

El programa nos solicitará un título descriptivo para la clasificación. La llamaremos “Clasificación de la vegetación” (Figura 10) y al dar clic en “OK” se desplegará la clasificación que acabamos de generar en forma de árbol jerárquico (Figura 11). Para ver la clasificación en un formato gráfico, lo indicamos con el argumento “Graph > Cluster Dendrogram” (Figuras 12 y 13).

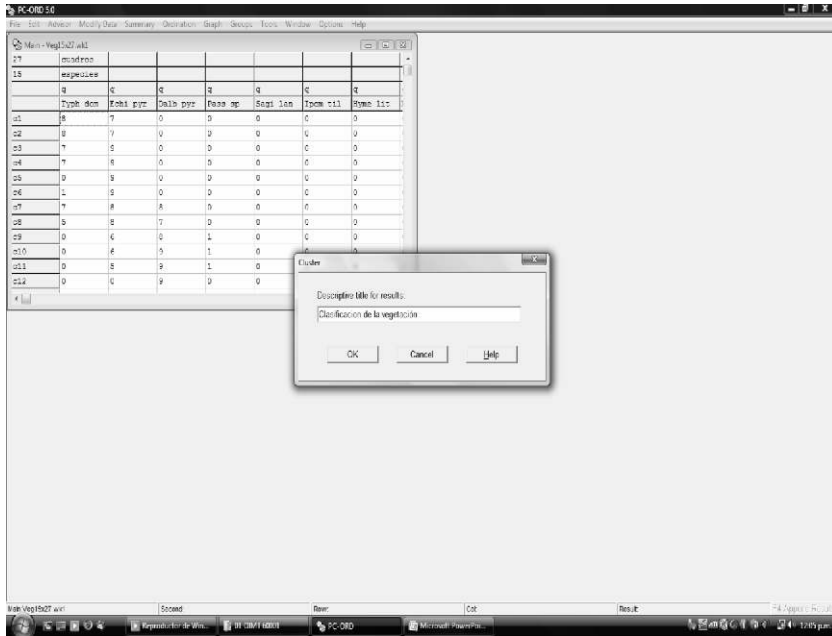


Figura 10. Título descriptivo para la clasificación.

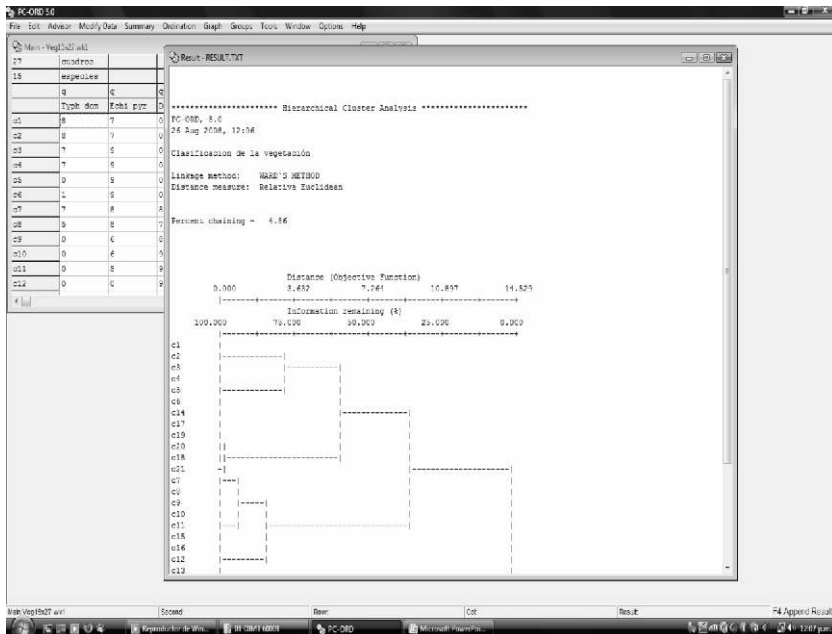


Figura 11. Clasificación generada indicando el índice de distancia y el método de unión de grupos seleccionados.

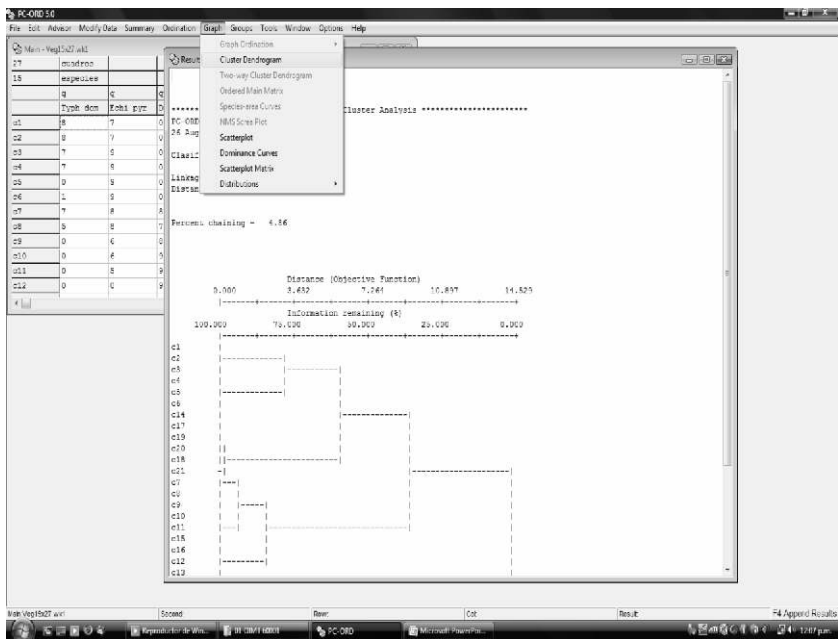


Figura 12. Procedimiento para generar un gráfico de la clasificación.

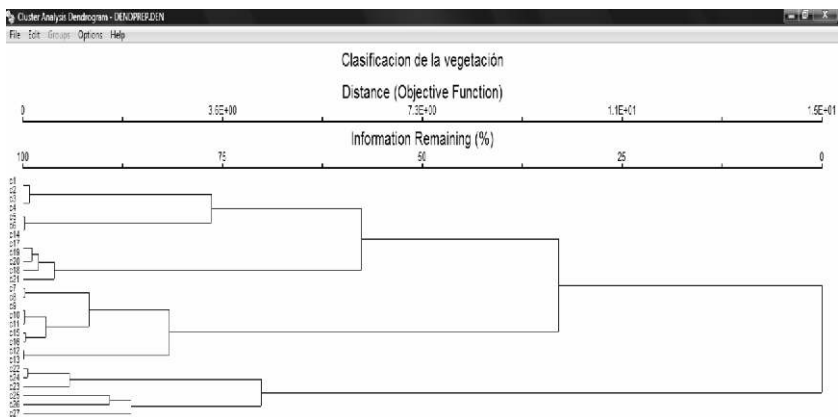


Figura 13. Gráfica de la clasificación.

Tanto la clasificación generada como su gráfico los podemos guardar como referencia para trabajos posteriores. El procedimiento para guardarlos se presenta en las Figuras 14 a 17.

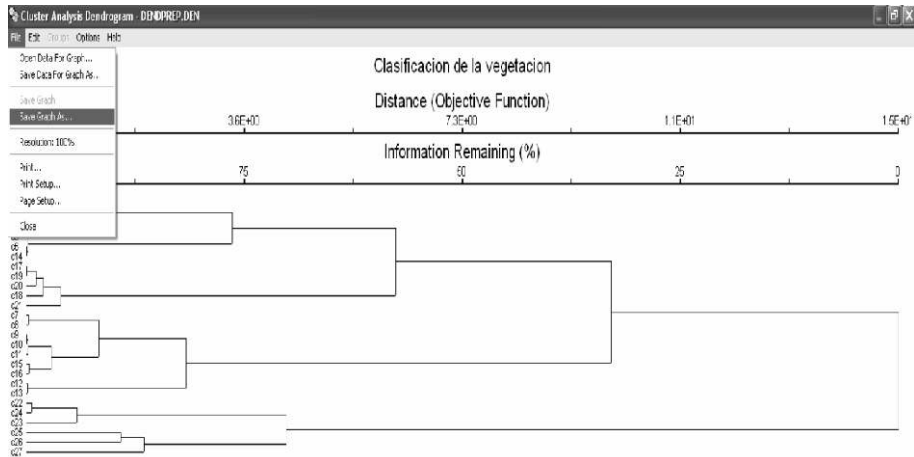


Figura 14. Argumento para guardar el gráfico de la clasificación (“File > Save Graph As...”).

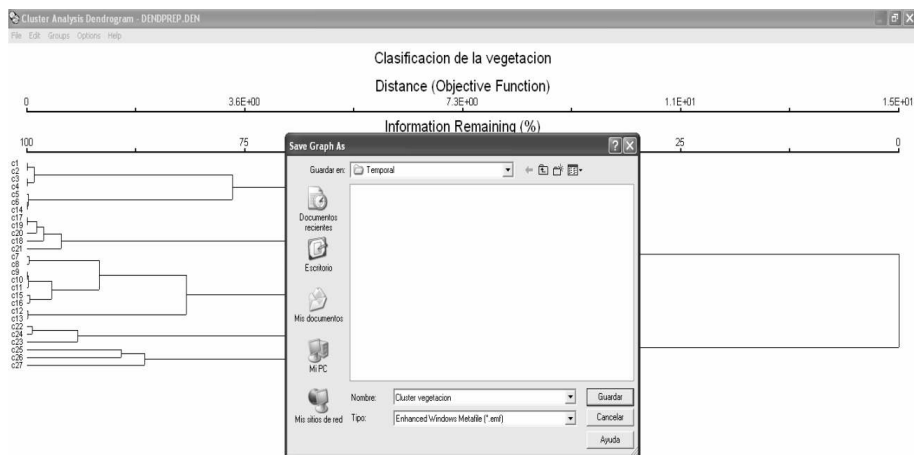


Figura 15. Selección de la carpeta donde se guardará el gráfico como “Cluster vegetacion.emf”.

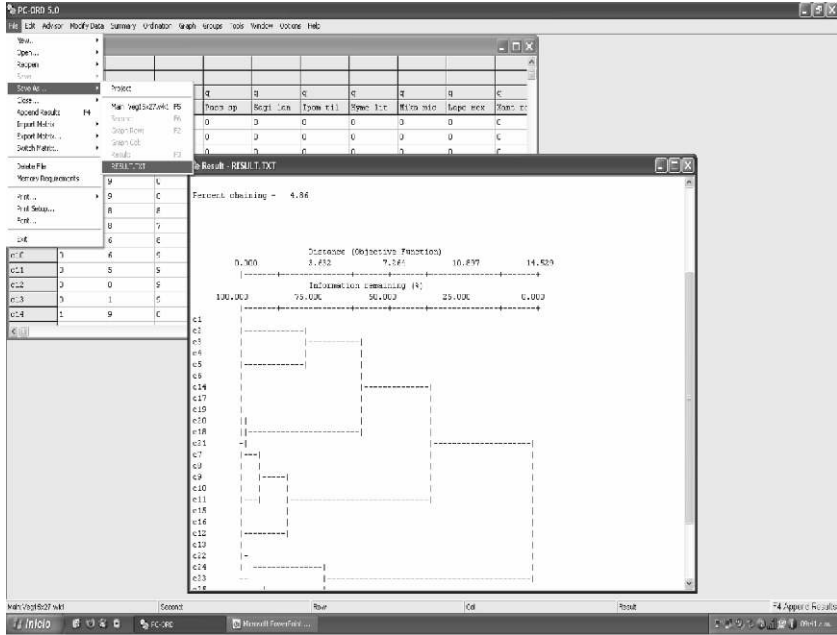


Figura 16. Argumento para guardar la clasificación (“File > Save As... > RESULT.TXT”).

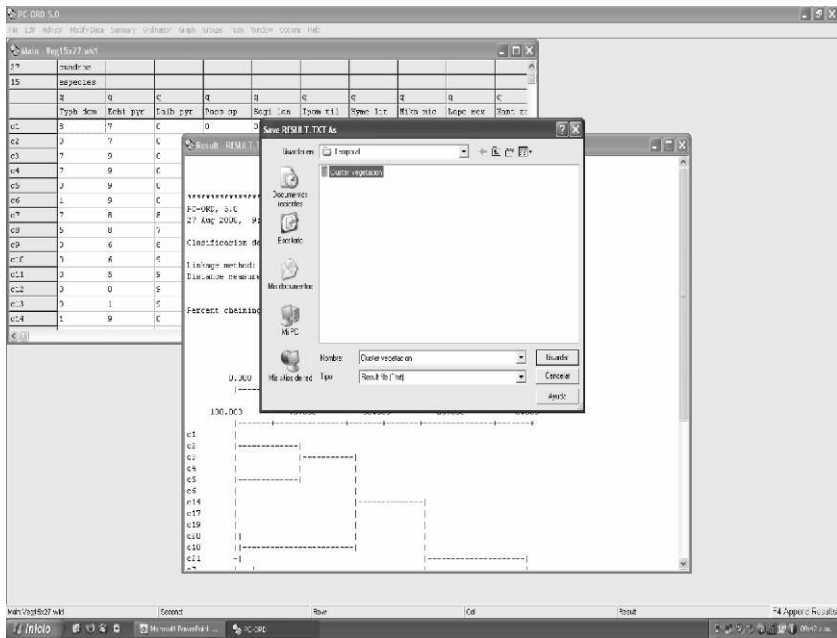


Figura 17. Selección de la carpeta donde se guardará el gráfico como “Cluster vegetacion.txt”.

Hasta el momento ya generamos una clasificación de 27 cuadros de vegetación que generó la formación de 4 grupos que tienen al menos un 70% de similitud en cuanto a la composición de las especies que contienen (Figura 18).

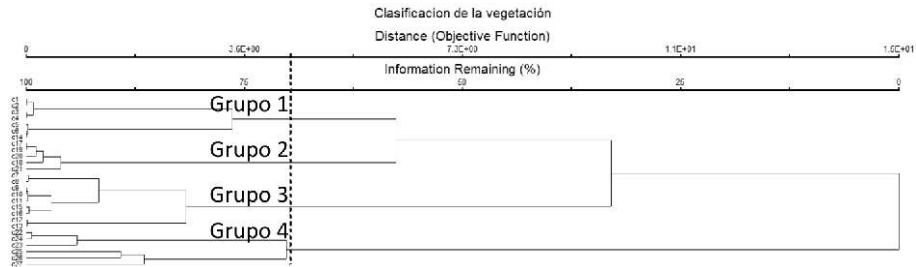


Figura 18. Identificación de cuatro grupos de cuadros de vegetación con al menos 70% de similitud.

Si revisamos los datos “crudos” de la matriz original (Cuadro 2) veremos que los cuadros del Grupo 1 (cuadros c1 a c6 y c14) sólo presentan una o dos especies: *Echinochloa pyramidalis* y *Typha domingensis*, siendo la primera más frecuente y abundante que la segunda. Los cuadros del Grupo 2 (cuadros c17 a c21) comparten al menos tres especies, estando siempre presentes en orden de mayor a menor abundancia *E. pyramidalis*, *Ipomoea tiliacea* y *Sagittaria lancifolia* (Cuadro 2). Los cuadros del Grupo 3 (cuadros c7 a c13, c15 y c16) tienen valores de abundancia altos para *Dalbergia brownei* o *E. pyramidalis* o ambas especies (Cuadro 2). Finalmente, los cuadros del Grupo 4 (c22 a c27) son los más ricos en especies, contienen de 4 a 6 especies, siendo *S. lancifolia* la más abundante, seguida de *T. domingensis* (Cuadro 2).

Como vemos, la principal ventaja del enfoque multivariado es la reducción de variables. De aquí en adelante ya no trabajaremos con las 27 unidades de muestreo por separado sino con los cuatro grupos generados.

COMPARACIÓN ENTRE GRUPOS

Hasta el momento hemos contestado una de las principales preguntas en ecología de comunidades: ¿Quién vive con quién? A continuación describiremos un procedimiento de uno de los enfoques para contestar la segunda parte de esta pregunta: ¿Por qué? Sin entrar en mucho detalle sólo diremos que la presencia o ausencia de las especies en las comunidades depende de las interacciones interespecíficas y con el ambiente.

En este ejemplo, consideramos que la presencia de especies vegetales en los humedales depende principalmente de factores externos (ambientales) relacionados principalmente con características hidrológicas y edafológicas. Para probar esta hipótesis procederemos a hacer un análisis más detallado de cada uno de los grupos obtenidos en la sección anterior aplicando un análisis de varianza para cada uno de los factores ambientales del Cuadro 3.

Como primer paso, manipularemos el orden de los datos originales en la hoja de cálculo sustituyendo la etiqueta individual de los cuadros por el grupo al que pertenecen (Figuras 19 a 21).

Cuadro	Nivel agua	pH	Salinidad	Conductividad	Eh	Humedad	Densidad
1	7	7.6	1.6	5.3	34.3	75.25881172	0.10454545
2	14	7.4	5.1	7.2	40.3	71.68458541	0.10237371
3	11	7.4	5	6.9	24.8	75.6795114	0.033767879
4	3	7.6	1.6	2.7	-3.2	76.72182177	0.05445049
5	12	7.4	5.6	4	55.8	71.03617757	0.15479758
6	7	7.5	3.3	4.3	5.8	65.0037032	0.22202202
7	15	7.3	3.8	5.2	68.8	62.03069015	0.157979758
8	11	7.4	3.8	5.3	-32.7	76.37681159	0.082272727
9	13	7.4	3.2	4.4	118.8	65.44722311	0.157777778
10	8	7.4	2.9	4.2	31.3	75.81175581	0.099747475
11	12	7.5	2.6	3.9	107.3	55.4009402	0.165757575
12	-8	8	0.9	1.7	133.8	41.06786212	0.482217171
13	-10	7.8	0.9	1.6	122.8	40.98068052	0.592171717
14	-6	7.8	0.9	1.7	156.3	31.59867277	0.838131313
15	-2	7.8	0.9	1.7	80.8	45.67989891	0.407079767
16	-1	7.8	0.9	1.7	88.3	41.6847636	0.541503657
17	-4	7.8	0.9	0.9	127.8	71.8461186	0.137679767
18	-4	7.4	0.2	0.8	112.3	71.14968059	0.134952929
19	-4	7.4	0.2	0.9	115.3	70.3147636	0.094888888
20	-5	7.7	0.1	0.7	111.8	66.3208016	0.116949492
21	-4	7.4	0.3	0.8	109.3	76.93726037	0.098038383
22	-5	6.9	0.2	0.8	80.3	71.43541135	0.058050925
23	7	7.8	0.1	0.7	98.8	75.46538847	0.100659565
24	9	7.7	0.1	0.8	105.3	74.10182117	0.080151515
25	8	7.6	0.1	0.8	173.8	74.9961837	0.098680809
26	8	7.6	0.1	0.8	139.8	72.1116398	0.098680809
27	8	7.6	0.4	1.1	123.8	71.92955796	0.108113131

Figura 19. Hoja de cálculo con base de datos ambientales para cada cuadro de vegetación.

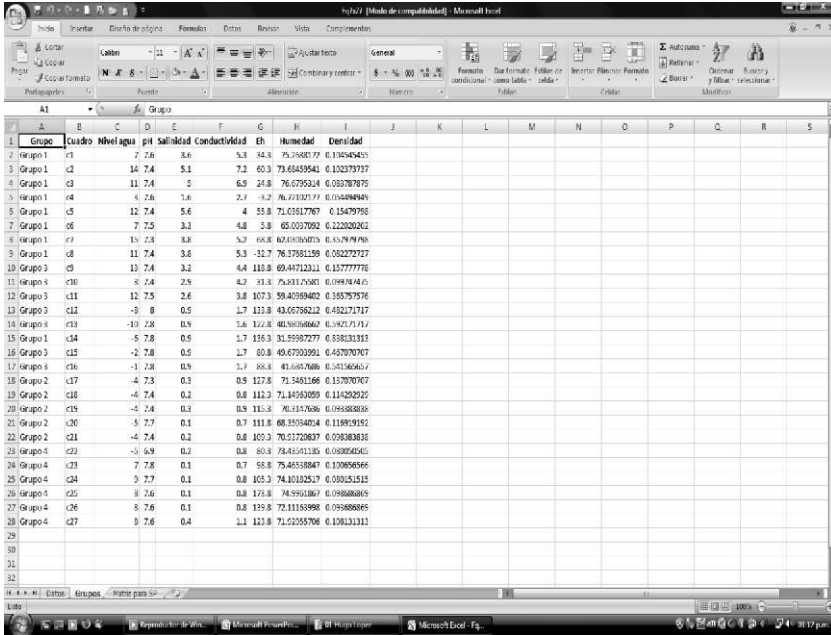


Figura 20. Inserción a la izquierda de una nueva columna para asignar a cada cuadro el grupo al que pertenece.

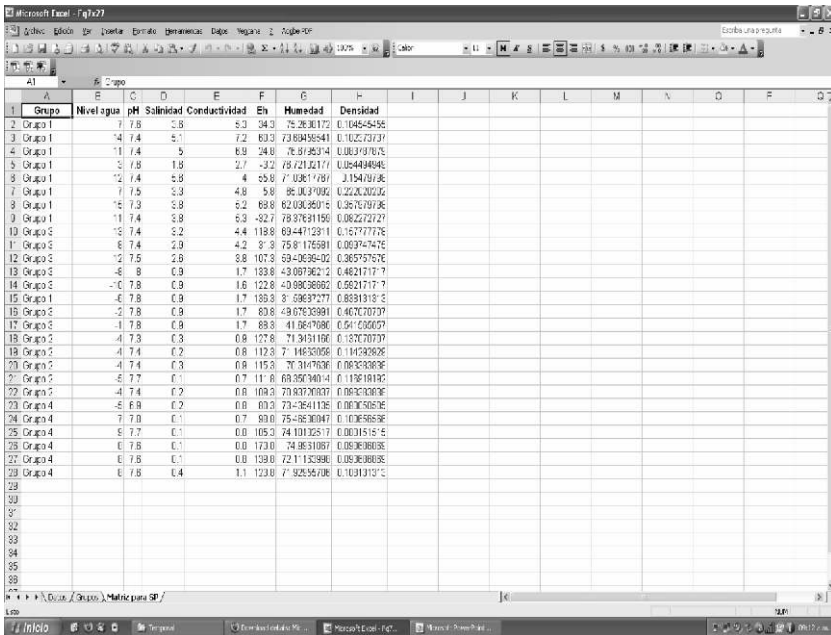


Figura 21. Eliminación de la columna con los nombres de los cuadros.

La nueva matriz de datos que sólo contiene la columna de los grupos y las siete variables ambientales la copiamos y la pegamos directamente en la primera matriz en blanco del programa SigmaStat 3.11 (Systat Software, Inc. 2004) (Figura 22).

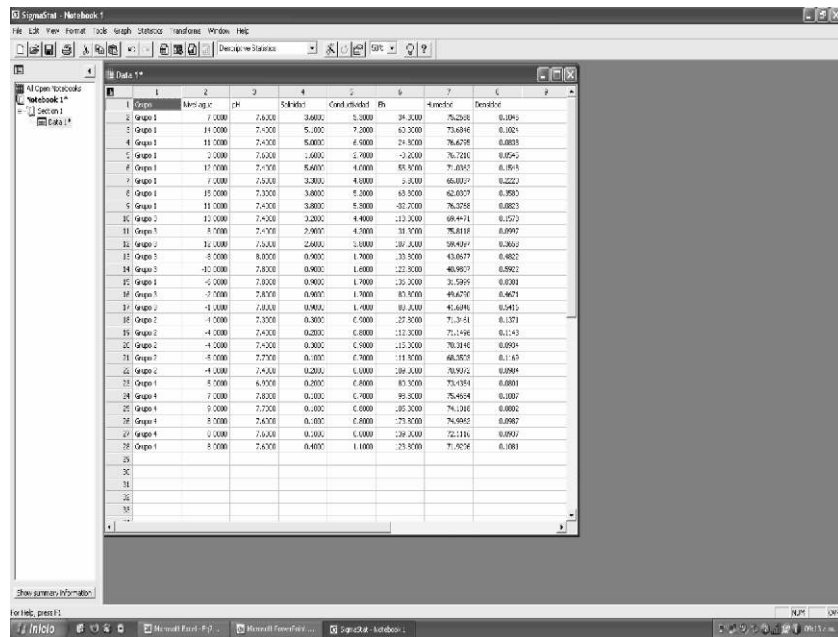


Figura 22. Inserción de los datos en la primera matriz de SigmaStat.

La hilera 1 de esta matriz contiene el título de cada columna. Al contener textos, el análisis nos generará un error, por lo que procederemos a sustituir la numeración de las columnas por el título de cada una con los textos de la hilera 1. Para este procedimiento damos clic derecho sobre la primera columna y aparecerá una ventana en la que indicaremos que queremos ponerle título a las columnas con “Column Titles” (Figura 23). A continuación aparecerá una ventana solicitándonos el nombre que le queremos poner a la columna y nos da la opción de sustituir el número de la columna con el contenido de la primera hilera. Elegiremos esta opción dando clic una sola vez en el botón “Promote” (Figura 24); posteriormente damos clic en el botón “Next” para poner el título de la segunda columna, otra vez seleccionamos la opción “Promote” y así sucesivamente hasta que tenemos los títulos para las 8 columnas de nuestra matriz y cerramos la ventana de títulos (Figura 25).

Detailed description of Figure 23: This screenshot shows the SigStat software interface. The main window displays a data table with 9 columns and multiple rows. The columns are labeled 'Caja', 'Caja 1', 'Caja 2', 'Caja 3', 'Caja 4', 'Caja 5', 'Caja 6', 'Caja 7', and 'Caja 8'. The first column contains categorical labels such as 'Caja', 'Caja 1', 'Caja 2', 'Caja 3', 'Caja 4', 'Caja 5', 'Caja 6', 'Caja 7', and 'Caja 8'. The second column contains numerical values, and the remaining columns contain various statistical measures. The software's menu bar includes 'Inicio', 'Fichas', 'Muestreo', 'Análisis', 'Resumen', 'Gráficos', 'Ayuda', and 'Salir'.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9
1	Caja	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
2	Caja 1	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
3	Caja 2	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
4	Caja 3	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
5	Caja 4	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
6	Caja 5	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
7	Caja 6	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
8	Caja 7	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
9	Caja 8	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000

Figura 23. Procedimiento para sustituir el número de la columna por el contenido de la información de la primera hilera (Column Titles).

Detailed description of Figure 24: This screenshot shows the SigStat software interface with a dialog box titled 'Column and Row Titles' open. The dialog box has a 'Promote' button selected, indicating the user's choice to assign a title to the selected cell. The background data table is similar to Figure 23 but with the first column containing numerical labels 'Caja 1' through 'Caja 8'. The software's menu bar and status bar are also visible.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9
1	Caja 1	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
2	Caja 2	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
3	Caja 3	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
4	Caja 4	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
5	Caja 5	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
6	Caja 6	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
7	Caja 7	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000
8	Caja 8	7.000	8.000	5.000	9.000	10.000	11.000	12.000	13.000

Figura 24. Asignación de título a la primera columna y consecución para poner título a la segunda columna ("Promote" > "Next" > "Promote").

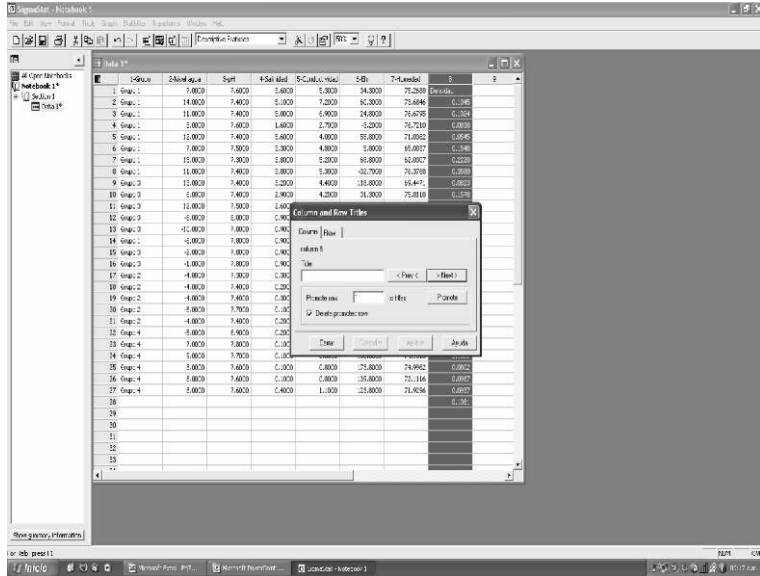


Figura 25. Asignación de título a la última columna (“Promote” > “Cerrar”).

A continuación procederemos al primer análisis de varianza. En este caso, será un análisis de una vía (Zar 1984). Para ejecutarlo debemos expandir la ventana de los tipos de análisis y seleccionar “ONE WAY ANOVA” (Figura 26).

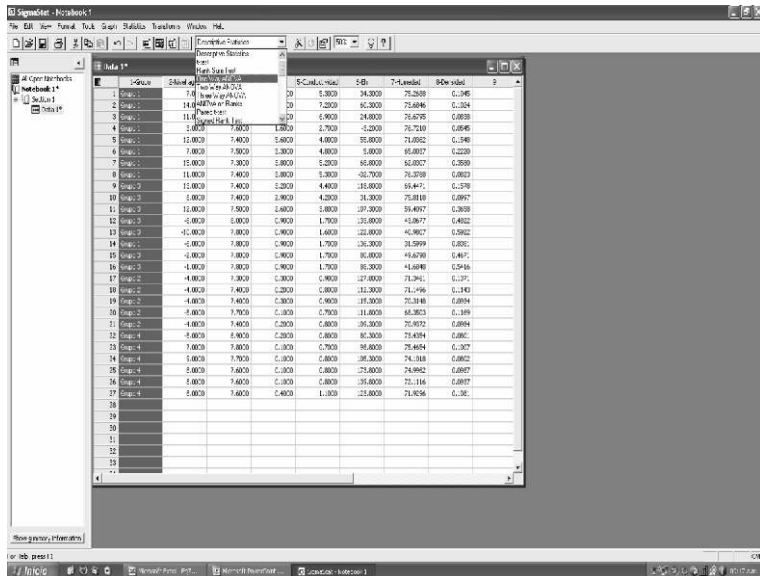



Figura 26. Selección del tipo de análisis a ejecutar (análisis de varianza de una vía).

Una vez seleccionado el tipo de análisis que queremos ejecutar, presionamos el botón del lado derecho (“Run Test” ; Figura 27)

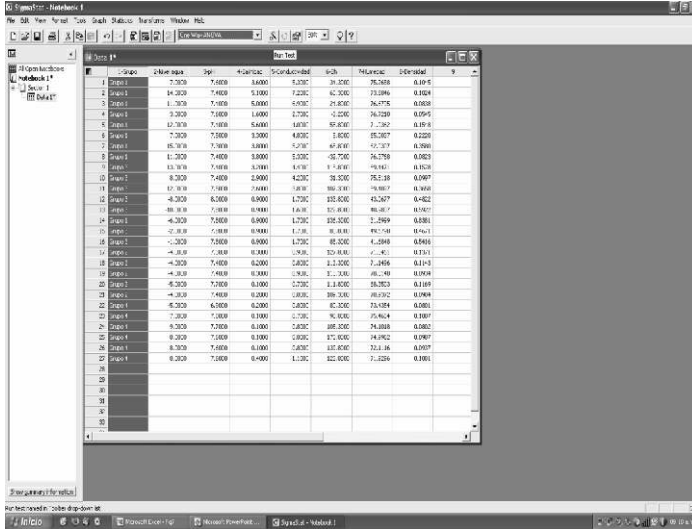



Figura 27. Ubicación del botón , para ejecutar el análisis seleccionado.

Inmediatamente aparecerá una nueva ventana para seleccionar el formato de nuestros datos para el análisis (Figura 28). Escogemos la opción “Indexed” porque nuestros datos están ordenados en columnas.

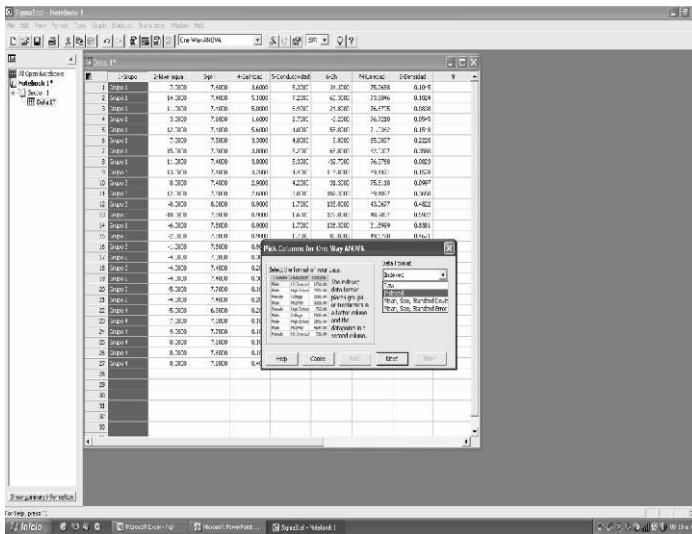


Figura 28. Selección del formato en que están ordenados los datos.

A continuación aparecerá una nueva ventana para indicar la columna donde están los grupos que queremos comparar (“Group”) y la columna que contiene la variable que vamos a analizar (“Data”). Empezaremos comparando el nivel del agua en cada grupo, de tal manera que debemos indicar para “Group” la opción “1-Grupo” con lo que especificamos que los grupos a comparar están en la columna “1” que se titula “Grupo”; y para “Data” elegiremos la opción “2-Nivel agua” para especificar que la variable a comparar está en la columna “2” y se titula “Nivel agua” (Figura 29).

Una vez elegidas las columnas, damos clic en el botón “Finish”, para ejecutar el análisis. Al hacer esto, en este ejemplo en particular aparecerá una ventana indicándonos que la distribución de nuestros datos no pasaron la prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov (Zar 1984), por lo que nos sugiere ejecutar el análisis de tipo no-paramétrico de ANOVA de una vía en rangos (también conocido como Kruskal-Wallis; Zar 1984) (Figura 30). Aceptamos la sugerencia dando clic en “Si”.

A continuación el programa abrirá una nueva ventana que contiene el resultado de nuestro análisis (Figura 31). En esta nueva ventana podremos ver la fecha y hora en que se realizó el análisis, el tipo de análisis seleccionado, los datos que se analizaron, el resultado de la prueba de normalidad, una tabla con el resumen de los datos. En esta tabla, la primera columna contiene los grupos comparados, la segunda columna (N), contiene el número de muestras en cada grupo, la tercera columna contiene el número de muestras faltantes, la cuarta columna contiene la mediana de cada grupo, la quinta columna (25%) contiene el valor del primer cuartil de cada grupo, y la sexta columna (75%) contiene el valor del tercer cuartil de cada grupo (Figura 31). Debajo de la tabla se presenta el estadístico H , los grados de libertad y el valor de significancia P . Finalmente, la ventana de resultados contiene una oración que dice que no hay diferencia significativa entre las medianas de cada grupo. Por lo que concluimos que el nivel del agua es el mismo en los cuatro grupos (Figura 31).

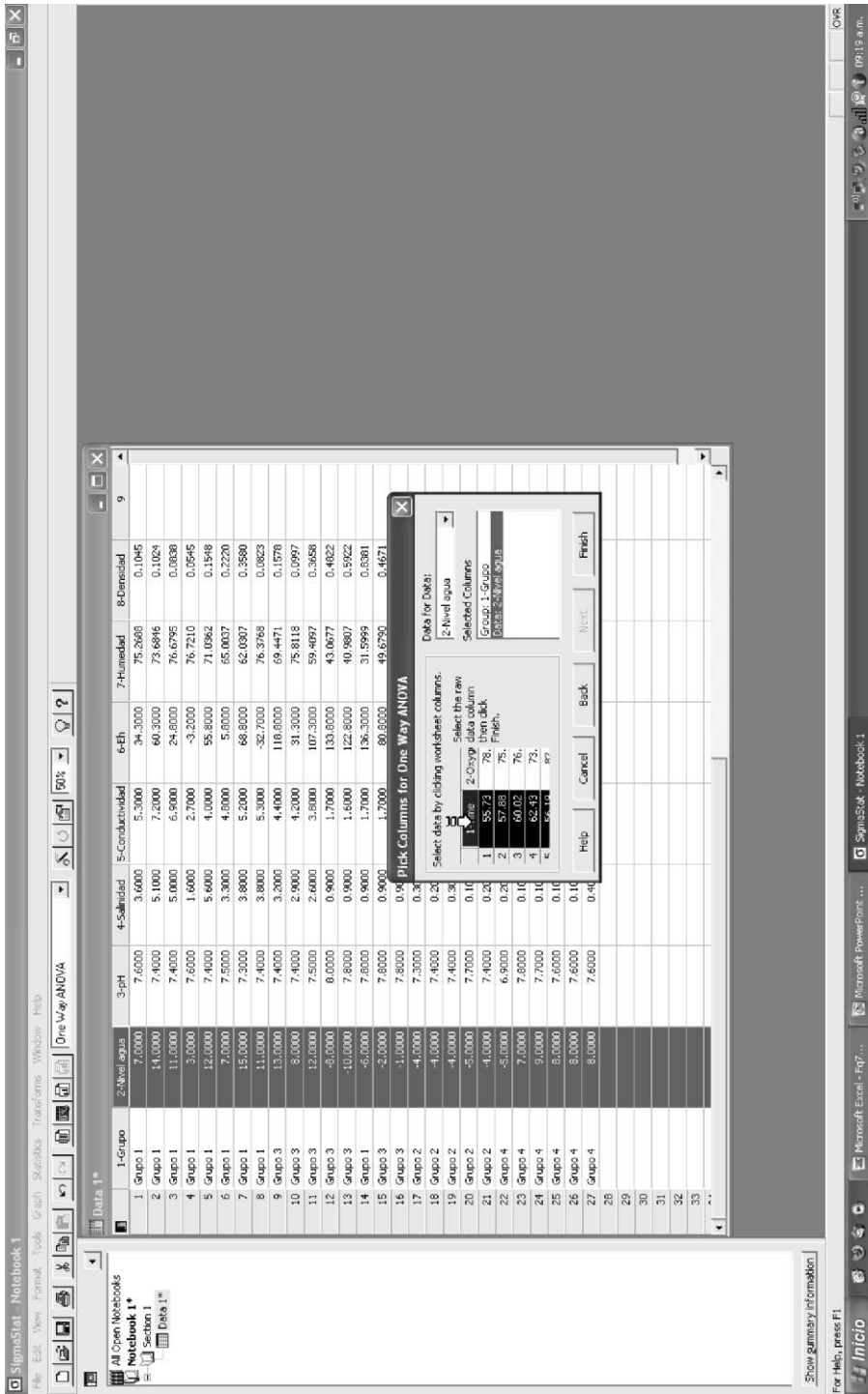


Figura 29. Selección de las columnas que contienen los grupos a comparar (columna 1-Grupos) y la variable a comparar (columna 2-Nivel agua).

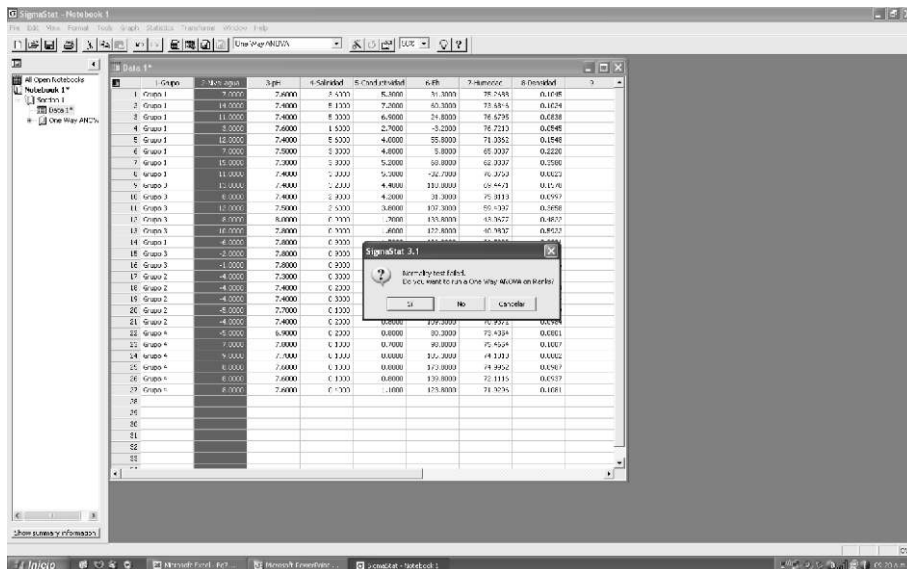


Figura 30. Advertencia de que los datos de la variable seleccionada no pasaron la prueba de normalidad, por lo que es más correcto aplicar una ANOVA de tipo no paramétrico.

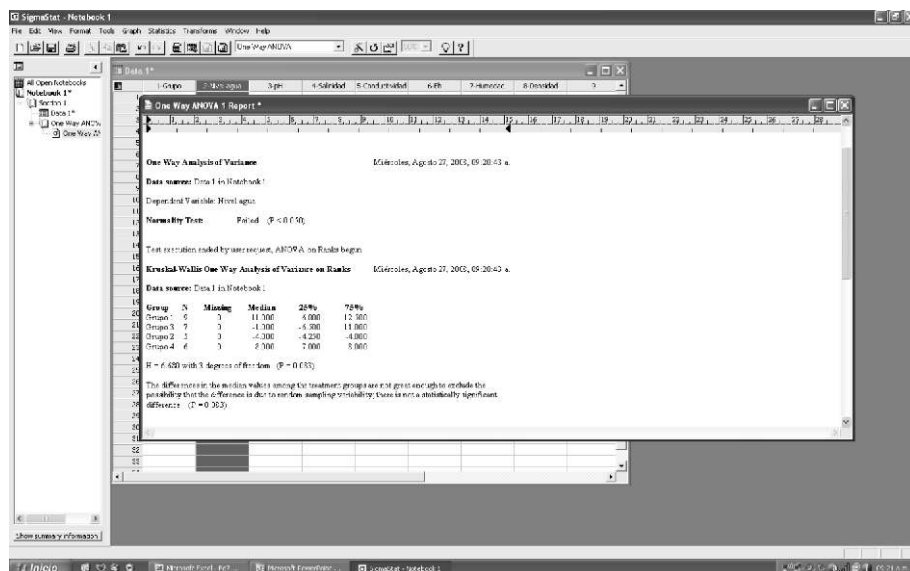


Figura 31. Resultado del Análisis de varianza no-paramétrico (Kruskal-Wallis) de los valores del nivel del agua en cada grupo.

Los resultados se pueden reportar de manera textual, con una gráfica o con una tabla. En la Figura 32 se presenta un ejemplo de reporte de resultados en forma de gráfica.

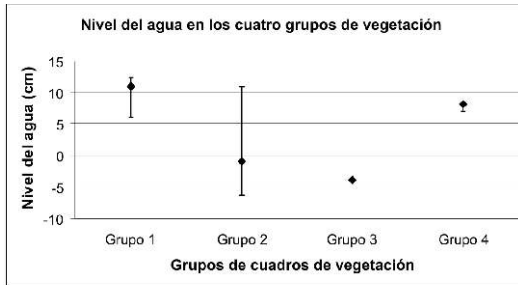



Figura 32. Resultado del Análisis de varianza no-paramétrico (Kruskal-Wallis) de los valores del nivel del agua en cada grupo. Se presenta la mediana como punto central; el primer cuartil como intervalo inferior; y el tercer cuartil como intervalo superior. No se detectaron diferencias significativas entre medianas ($H = 6.68$; g.l. = 3; $P > 0.05$).

A continuación ejecutaremos un análisis de varianza para la segunda variable que es el pH. Regresamos a la matriz principal de datos de SigmaStat seleccionándola con el cursor. Como procedimos anteriormente, damos clic en el botón “Run Test” , y seleccionamos las columnas que contienen los datos que vamos a analizar (Figura 33).

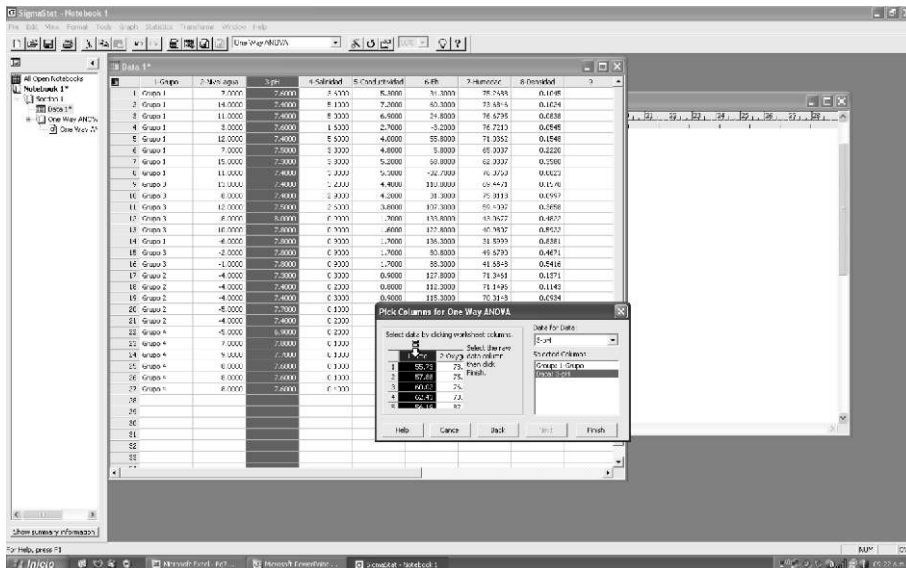
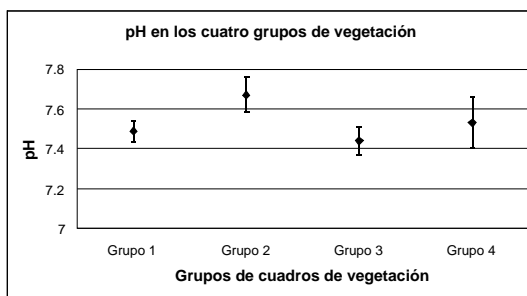


Figura 33. Selección de las columnas que contienen los grupos a comparar (columna 1-Grupos) y la variable a comparar (columna 3-pH).

Al dar clic en el botón “Finish” para indicar que ya elegimos las columnas en este ejemplo en particular inmediatamente aparecerá la ventana con el resultado de nuestro análisis (Figura 34). A diferencia del análisis anterior, los datos de pH sí pasaron la prueba de normalidad y una prueba adicional de equitabilidad de varianzas (Zar 1984), por lo que el análisis de varianza paramétrico fue el más adecuado. En el reporte de resultados vemos una primera tabla descriptiva donde la primer columna contiene los grupos comparados, la segunda columna (N), contiene el número de muestras en cada grupo, la tercer columna contiene el número de muestras faltantes, la cuarta columna contiene la media aritmética, la quinta columna contiene el valor de la desviación estándar, y la sexta columna (SEM) contiene el valor del error estándar de cada grupo (Figura 34). Debajo aparece una segunda tabla que es del análisis de varianza. La primer columna de esta tabla contiene la fuente de variación, la segunda columna los grados de libertad (DF), la tercer columna la suma de cuadrados (SS), la cuarta columna los cuadrados medios (MS), la quinta columna el estadístico F calculado, y en la sexta columna el valor de significancia (P) del estadístico F calculado. Finalmente, debajo de esta segunda tabla hay una oración que dice que no hay diferencia significativa entre las medias de cada grupo. Por lo que concluimos que los valores de pH son los mismos en los cuatro grupos (Figura 34).

Al igual que para el nivel del agua, los resultados se pueden reportar de manera textual, con una gráfica o con una tabla. En la Figura 35 se presenta un ejemplo de reporte de resultados en forma de gráfica.

Figura 35. Resultado del Análisis de varianza de los valores de pH en cada grupo. Se presenta la media como punto central ± 1 error estándar. No se detectaron diferencias significativas entre medias ($F = 1.32$; g.l. = 3, 23; $P > 0.05$).



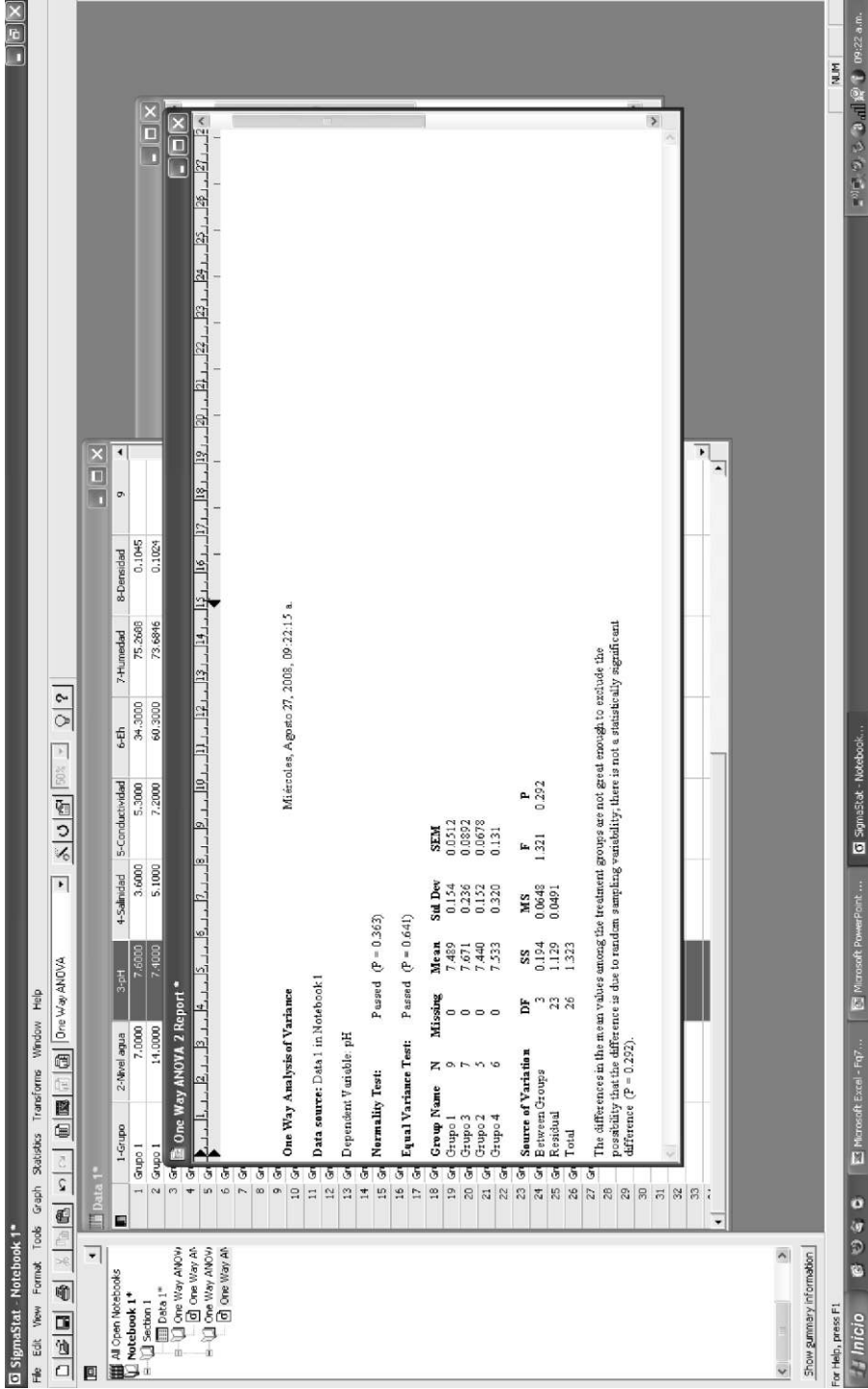



Figura 34. Resultado del Análisis de varianza paramétrico de los valores de pH en cada grupo.

A continuación ejecutaremos un análisis de varianza para la tercera variable que es la salinidad del agua. Regresamos a la matriz principal de datos de SigmaStat seleccionándola con el cursor. Como procedimos anteriormente, damos clic en el botón “Run Test” , y seleccionamos las columnas que contienen los datos que vamos a analizar (Figura 36).

Al igual que con el análisis del nivel del agua, al dar clic el botón “Finish”, aparecerá una ventana indicándonos que la distribución de nuestros datos no pasaron la prueba de normalidad, por lo que nos sugiere ejecutar el análisis de tipo no-paramétrico de ANOVA de una vía en rangos (Figura 37). Aceptamos la sugerencia dando clic en “Si”. Con esta acción, aparecerá una nueva ventana indicándonos que el análisis de varianza detectó diferencias significativas entre grupos (Figura 38), por lo que nos da la opción de hacer un segundo análisis de comparaciones múltiples (de Dunn; Zar 1984) para detectar en qué grupos se presentan las diferencias significativas. En este caso no tenemos un grupo control, por lo que damos clic en la opción “All Pairwise” y posteriormente damos clic en el botón “Finish”, indicando que aceptamos realizar este segundo análisis (Figura 38). A continuación se nos presentará la nueva ventana que contiene los resultados de los análisis que acabamos de hacer (Figura 39).

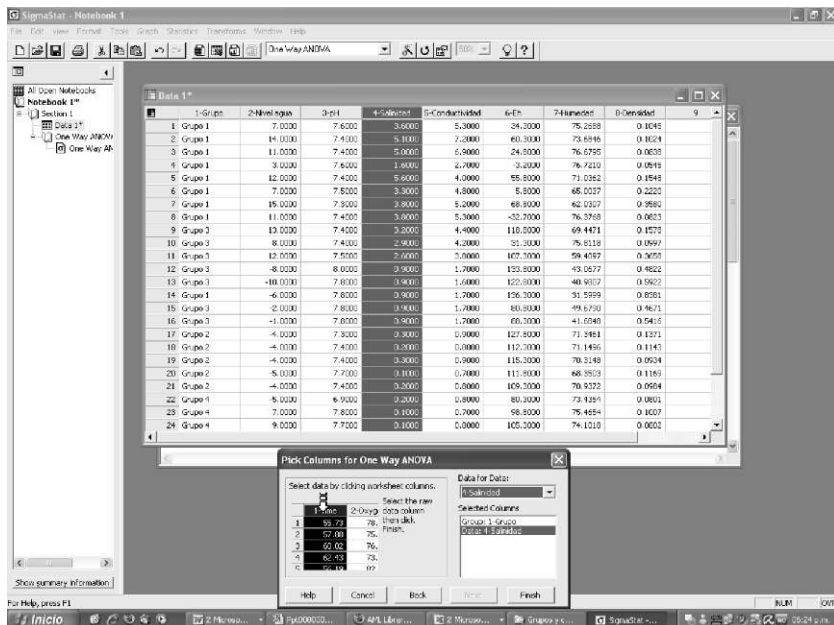


Figura 36. Selección de las columnas que contienen los grupos a comparar (columna 1-Grupos) y la variable a comparar (columna 4-Salinidad).

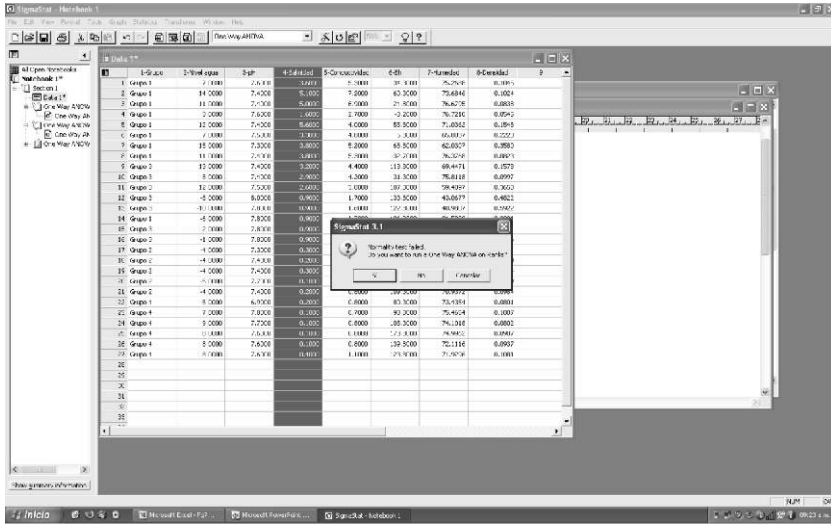


Figura 37. Advertencia de que los datos de la variable seleccionada no pasaron la prueba de normalidad, por lo que es más correcto aplicar una ANOVA de tipo no paramétrico.

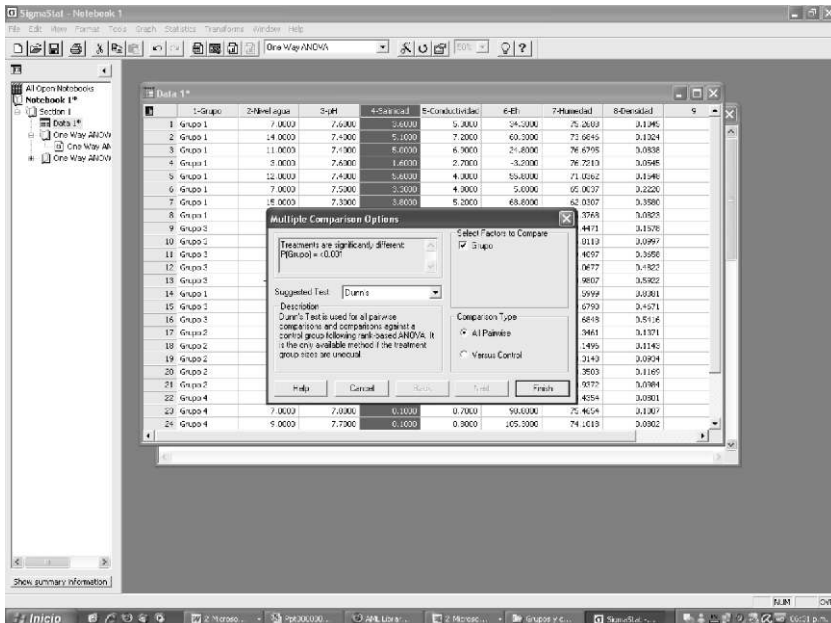


Figura 38. Ventana que reporta la presencia de diferencias estadísticas entre grupos y solicita la ejecución del análisis de comparaciones múltiples de grupos.

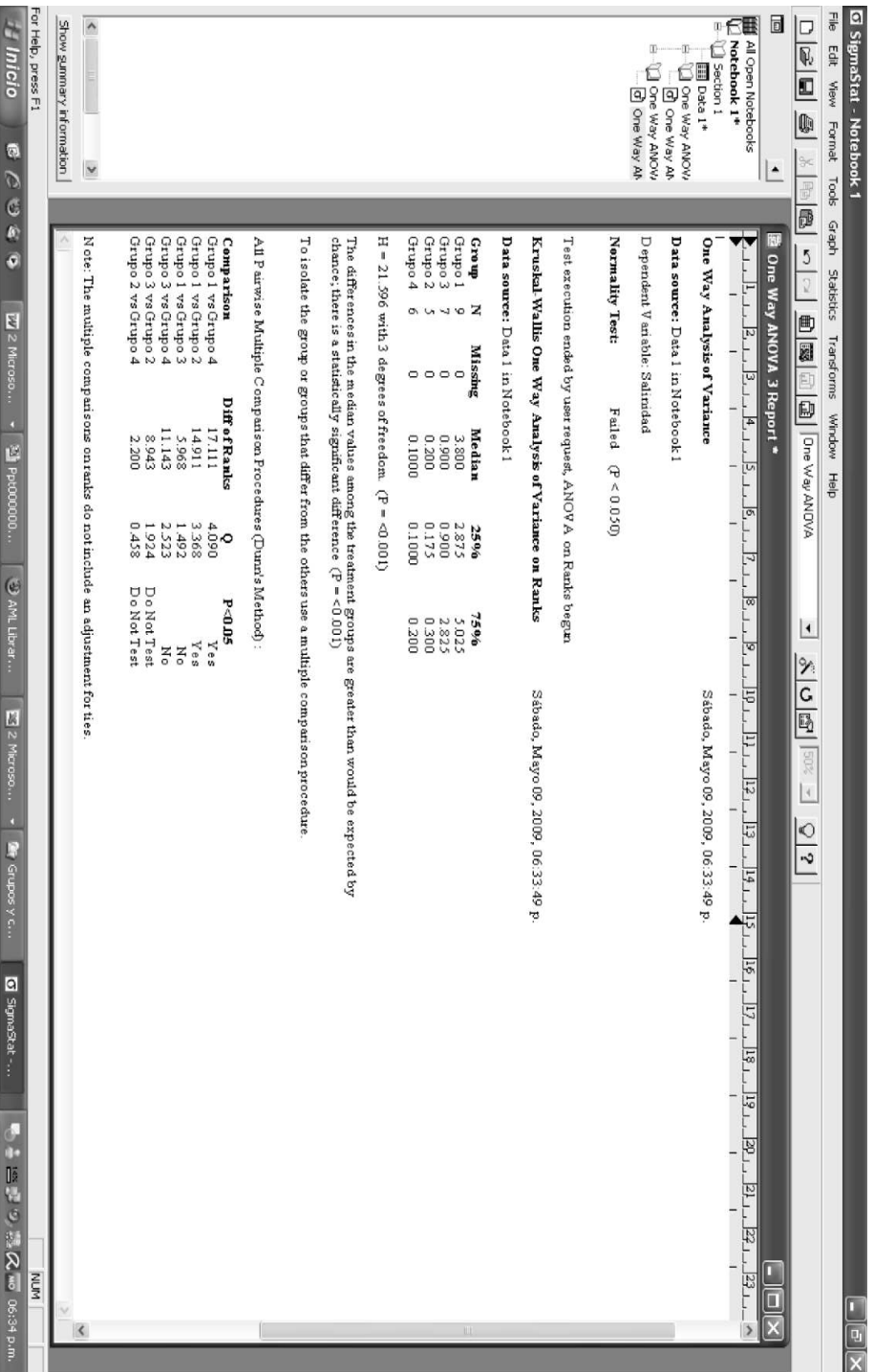


Figura 39. Resultado del Análisis de varianza no-paramétrico (Kruskal-Wallis) de los valores de salinidad en cada grupo.

En estos nuevos resultados se nos indica que sí hay diferencias significativas entre los valores de salinidad de cada grupo ($H = 21.596$; g.l. = 3; $P < 0.001$). El análisis de comparación múltiple de grupos se presenta en una tabla al final de los resultados. En la primera columna se indica la pareja de grupos que se está comparando; mientras que en la última columna nos indica si la diferencia entre ambos grupos es o no significativa (con $P < 0.05$) o si no es necesario hacer la comparación (Figura 39).

Para preparar el reporte de estos nuevos resultados, un procedimiento sencillo es acomodar en una línea de mayor a menor los grupos de acuerdo con los valores de las medianas. En este caso, el valor más alto lo presenta el Grupo 1 y el más bajo el Grupo 4:

Grupo:	Grupo 1	Grupo 3	Grupo 2	Grupo 4
Valor de la mediana:	3.8	0.9	0.2	0.1

Posteriormente revisamos el resultado de la comparación entre el valor más alto (Grupo 1) y el más bajo (Grupo 4). Como sí hay diferencias significativas entre estos dos grupos, ahora revisamos el resultado de la comparación entre el valor más alto (Grupo 1) y el segundo valor más bajo (Grupo 2); en este caso también hay diferencias significativas. La comparación que nos falta es entre el Grupo 1 y Grupo 3. En este caso no hay diferencias significativas, por lo que unimos ambos grupos con una línea horizontal a la que designaremos con la letra “a”:

Grupo:	Grupo 1	Grupo 3	Grupo 2	Grupo 4
Valor de la mediana:	3.8	0.9	0.2	0.1
	a			

A continuación revisamos el resultado de la comparación entre el segundo valor más alto (Grupo 3) y el valor más bajo (Grupo 4). Este par de grupos tampoco tienen diferencias significativas entre sí, por lo que los unimos con una segunda línea horizontal a la que designaremos con la letra “b”:

Grupo:	Grupo 1	Grupo 3	Grupo 2	Grupo 4
Valor de la mediana:	3.8	0.9	0.2	0.1
	a		b	

En este punto ya no tiene sentido comparar al Grupo 3 con el Grupo 2 ni el Grupo 2 con el Grupo 4, porque ya la línea “b” nos está indicando que no hay diferencias significativas entre esos dos pares de grupos.

Al igual que en los análisis anteriores, estos resultados se pueden reportar de manera textual, con una gráfica o con una tabla. En la Figura 40 se presenta un ejemplo de reporte de resultados en forma de gráfica.

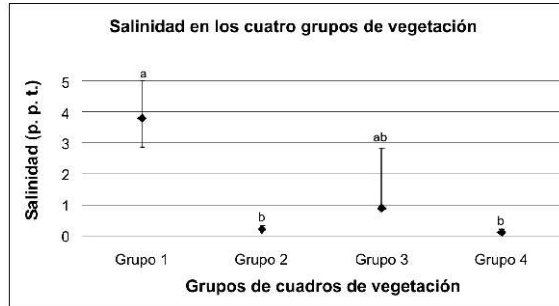



Figura 40. Resultado del Análisis de varianza no-paramétrico (Kruskal-Wallis) de los valores de salinidad de cada grupo. Se presenta la mediana como punto central; el primer cuartil como intervalo inferior; y el tercer cuartil como intervalo superior. Letras diferentes sobre las líneas indican diferencias significativas entre grupos ($H = 21.596$; g.l. = 3; $P < 0.001$).

A continuación ejecutaremos un análisis de varianza para la cuarta variable que es la conductividad eléctrica del agua. Regresamos a la matriz principal de datos de SigmaStat seleccionándola con el cursor. Como procedimos anteriormente, damos clic en el botón “Run Test” , y seleccionamos las columnas que contienen los datos que vamos a analizar (Figura 41).

Al igual que con el análisis de la salinidad, al dar clic el botón “Finish”, aparecerá una ventana indicándonos que la distribución de nuestros datos no pasaron la prueba de normalidad, por lo que nos sugiere ejecutar el análisis de tipo no-paramétrico de ANOVA de una vía en rangos (Figura 42). Aceptamos la sugerencia dando clic en “Si”. Con esta acción, aparecerá una nueva ventana indicándonos que el análisis de varianza detectó diferencias significativas entre grupos (Figura 43), por lo que nos da la opción de hacer el análisis de comparaciones múltiples de Dunn para detectar en qué grupos se presentan las diferencias significativas. Damos clic en la opción “All Pairwise” y posteriormente damos clic en el botón “Finish” para realizar este segundo análisis (Figura 43). A continuación se nos presentará la nueva ventana que contiene los resultados de los análisis que acabamos de hacer (Figura 44).

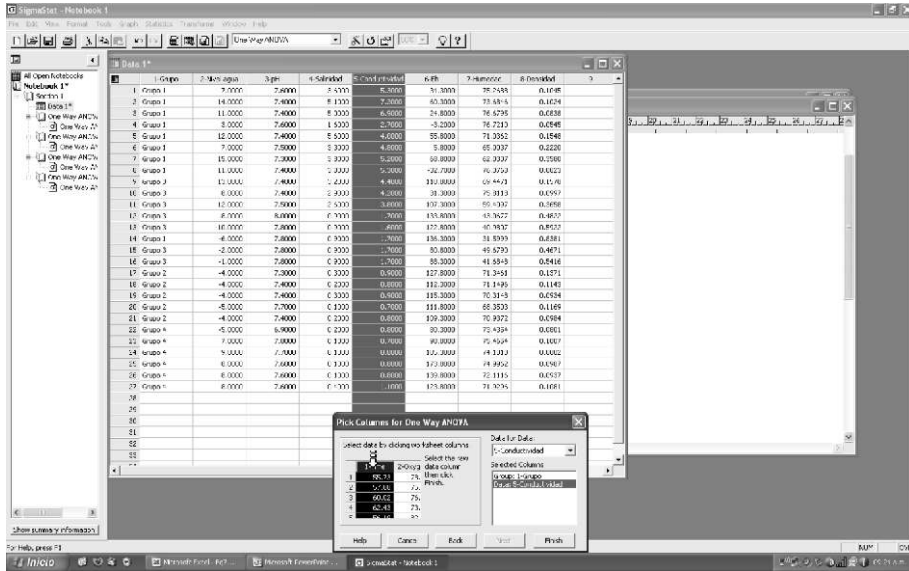


Figura 41. Selección de las columnas que contienen los grupos a comparar (columna 1-Grupos) y la variable a comparar (columna 5-Conductividad).

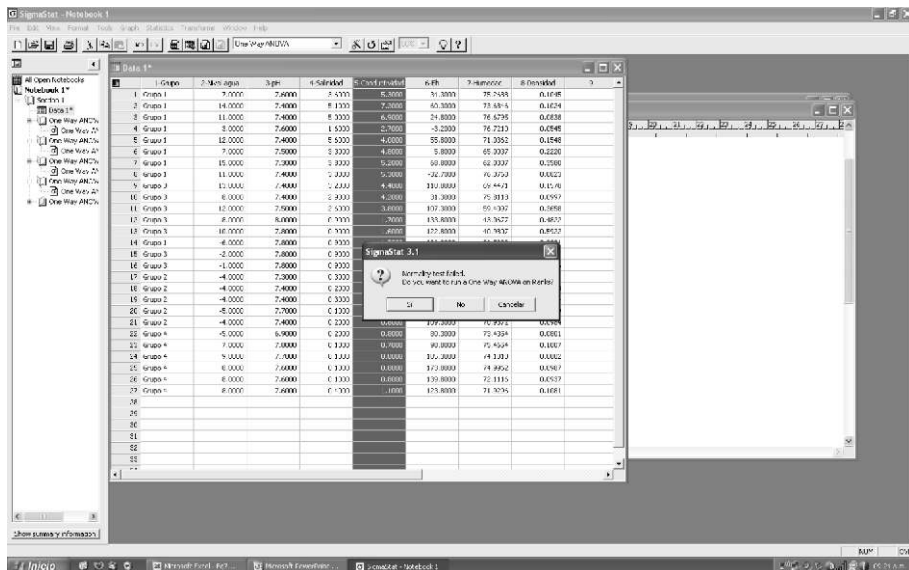


Figura 42. Advertencia de que los datos de la variable seleccionada no pasaron la prueba de normalidad, por lo que es más correcto aplicar una ANOVA de tipo no paramétrico.

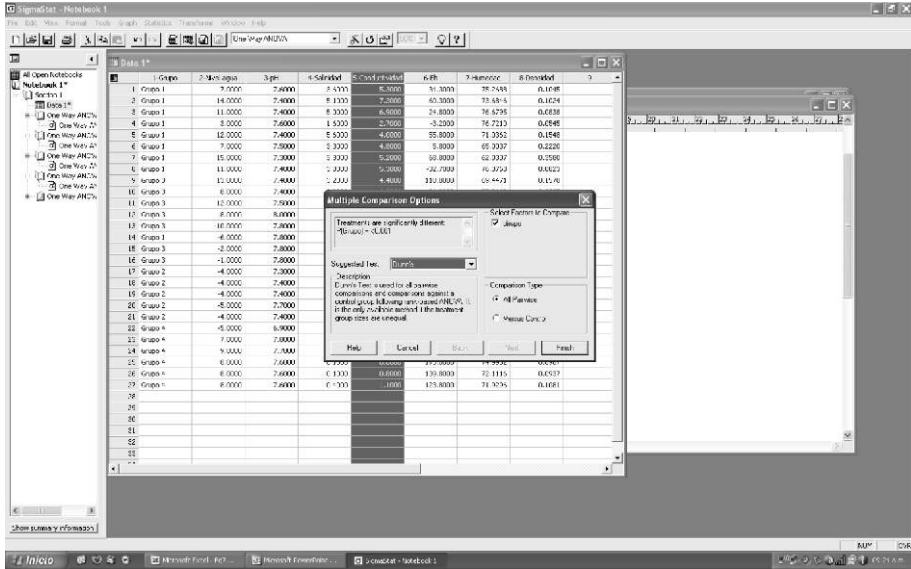


Figura 43. Ventana que reporta la presencia de diferencias estadísticas entre grupos y solicita la ejecución del análisis de comparaciones múltiples de grupos.

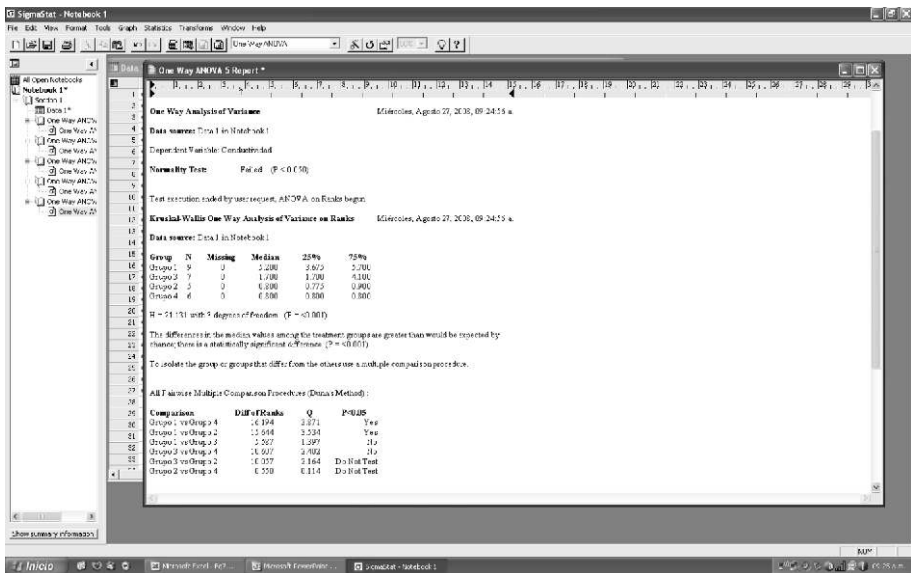


Figura 44. Resultado del Análisis de varianza no-paramétrico (Kruskal-Wallis) de los valores de conductividad eléctrica en cada grupo.

Estos nuevos resultados presentan el mismo patrón que los obtenidos con la salinidad. Se nos indica que sí hay diferencias significativas entre los valores de conductividad de cada grupo ($H = 21.131$; g.l. = 3; $P < 0.001$). El análisis de comparación múltiple de grupos se presenta en una tabla al final de los resultados.

Para preparar el reporte de estos nuevos resultados repetimos el procedimiento de las líneas horizontales que hicimos para la salinidad: acomodamos en una línea de mayor a menor los grupos de acuerdo con los valores de las medianas. En este caso, el valor más alto lo presenta el Grupo 1 y el más bajo el Grupo 4:

Grupo:	Grupo 1	Grupo 3	Grupo 2	Grupo 4
Valor de la mediana:	5.2	1.7	0.8	0.8

Posteriormente revisamos el resultado de la comparación entre el valor más alto (Grupo 1) y el más bajo (Grupo 4). Como sí hay diferencias significativas entre estos dos grupos, ahora revisamos el resultado de la comparación entre el valor más alto (Grupo 1) y el segundo valor más bajo (Grupo 2); en este caso también hay diferencias significativas. La comparación que nos falta es entre el Grupo 1 y Grupo 3. En este caso no hay diferencias significativas, por lo que unimos ambos grupos con una línea horizontal a la que designaremos con la letra "a":

Grupo:	Grupo 1	Grupo 3	Grupo 2	Grupo 4
Valor de la mediana:	5.2	1.7	0.8	0.8

	a			

A continuación revisamos el resultado de la comparación entre el segundo valor más alto (Grupo 3) y el valor más bajo (Grupo 4). Este par de grupos tampoco tienen diferencias significativas entre sí, por lo que los unimos con una segunda línea horizontal a la que designaremos con la letra "b":

Grupo:	Grupo 1	Grupo 3	Grupo 2	Grupo 4
Valor de la mediana:	5.2	1.7	0.8	0.8

	a			

	b			

En este punto ya no tiene sentido comparar al Grupo 3 con el Grupo 2 ni el Grupo 2 con el Grupo 4, porque ya la línea "b" nos está indicando que no hay diferencias significativas entre esos dos pares de grupos. En la Figura 45 se presenta un ejemplo de reporte de resultados en forma de gráfica.

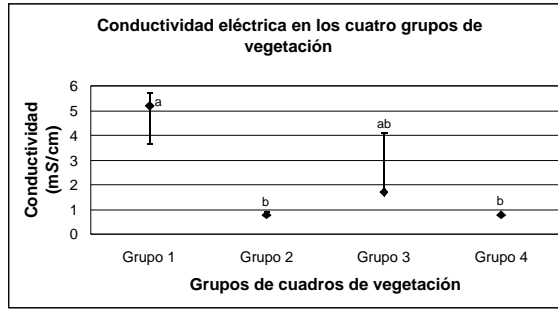


Figura 45. Resultado del Análisis de varianza no-paramétrico (Kruskal-Wallis) de los valores de conductividad de cada grupo. Se presenta la mediana como punto central; el primer cuartil como intervalo inferior; y el tercer cuartil como intervalo superior. Letras diferentes sobre las líneas indican diferencias significativas entre grupos ($H = 21.131$; $g.l. = 3$; $P < 0.001$).

Procederemos a ejecutar el análisis de varianza del E_H . Hacemos el paso ya conocido de selección de las columnas que contienen los datos (Figura 46).

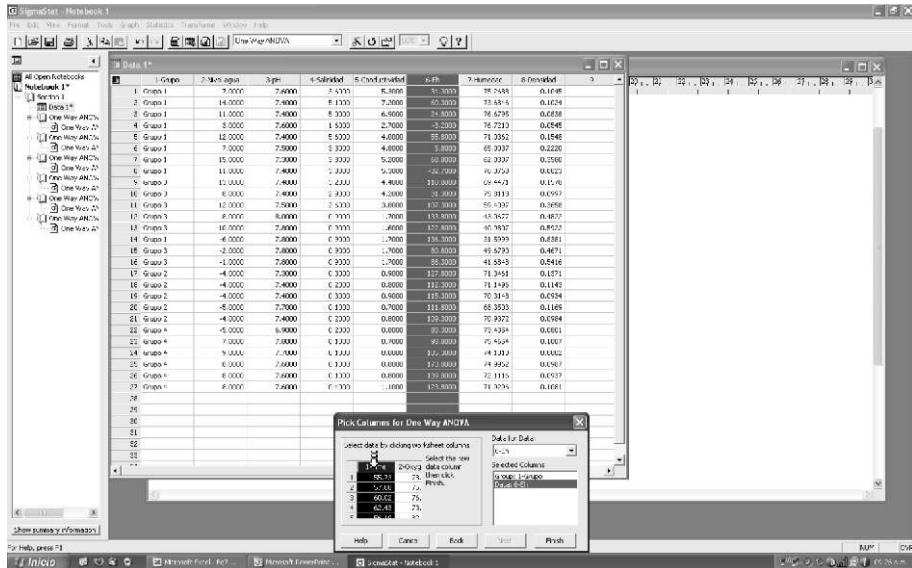


Figura 46. Selección de las columnas que contienen los grupos a comparar (columna 1-Grupos) y la variable a comparar (columna 6-Eh).

Al dar clic en el botón “Finish” aparecerá una nueva ventana indicándonos que el análisis de varianza detectó diferencias significativas entre grupos (Figura 47), por lo que nos da la opción de hacer un segundo análisis de comparaciones múltiples. De todas las opciones de análisis que nos da, elegiremos la de Student-Newman-Keuls (SNK) (Zar 1984) para detectar en qué grupos se presentan las diferencias significativas. Como no tenemos grupo control, damos clic en la opción “All Pairwise” y posteriormente damos clic en el botón “Finish”, indicando que aceptamos realizar este segundo análisis (Figura 47). A continuación se nos presentará la nueva ventana que contiene los resultados de los análisis que acabamos de hacer (Figura 48). En estos nuevos resultados se nos indica que sí hay diferencias significativas entre los valores de E_H de cada grupo ($F = 7.642$; g.l. = 3, 23; $P < 0.001$). El análisis de comparación múltiple de grupos se presenta en la tabla al final de los resultados. En la primera columna se indica la pareja de grupos que se está comparando; mientras que en la última columna nos indica si la diferencia entre ambos grupos es o no significativa (con $P < 0.05$) o si no es necesario hacer la comparación (Figura 48).

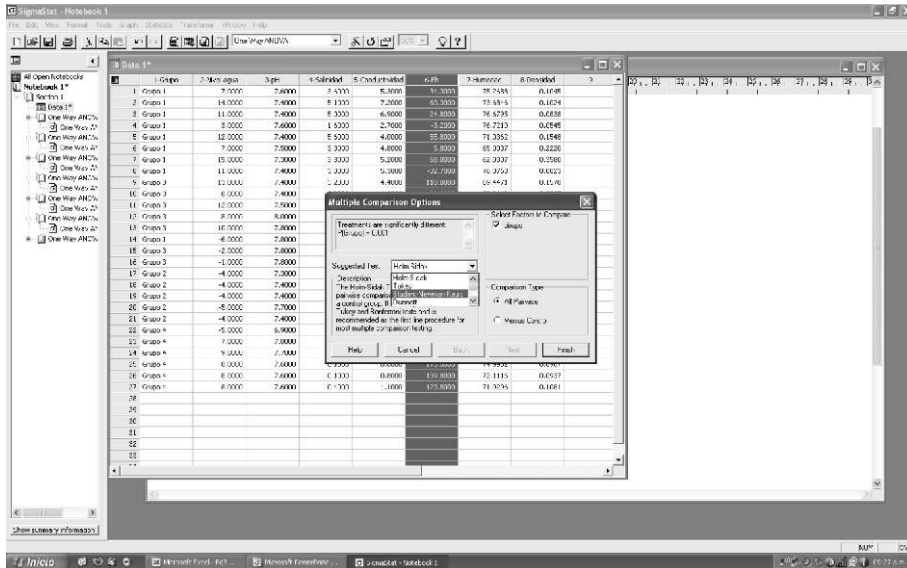


Figura 47. Ventana que reporta la presencia de diferencias estadísticas entre grupos y solicita la ejecución del análisis de comparaciones múltiples de grupos.

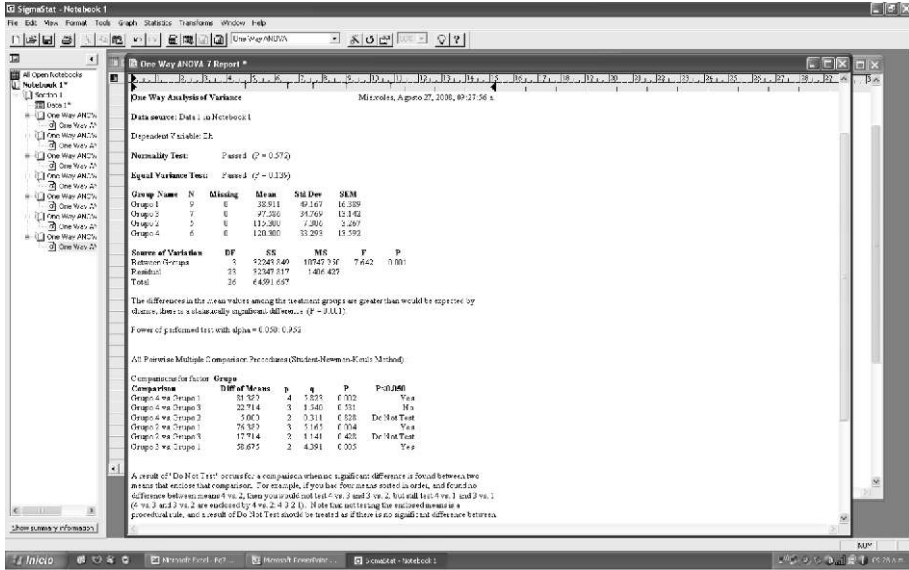


Figura 48. Resultado del Análisis de varianza paramétrico de los valores de E_H en cada grupo.

Para preparar el reporte de estos nuevos resultados también hacemos el procedimiento de las líneas horizontales. En este caso acomodamos en una línea horizontal de mayor a menor los grupos de acuerdo con los valores de las medias. En este caso, el valor más alto lo presenta el Grupo 4 y el más bajo el Grupo 1:

Grupo:	Grupo 4	Grupo 2	Grupo 3	Grupo 1
Valor de la media:	120.3	115.3	97.6	38.91

Posteriormente revisamos el resultado de la comparación entre el valor más alto (Grupo 4) y el más bajo (Grupo 1). Como sí hay diferencias significativas entre estos dos grupos, ahora revisamos el resultado de la comparación entre el valor más alto (Grupo 1) y el segundo valor más bajo (Grupo 3); en este caso no hay diferencias significativas, por lo que unimos ambos grupos con una línea horizontal a la que designaremos con la letra "a":

Grupo:	Grupo 4	Grupo 2	Grupo 3	Grupo 1
Valor de la media:	120.3	115.3	97.6	38.91
			a	

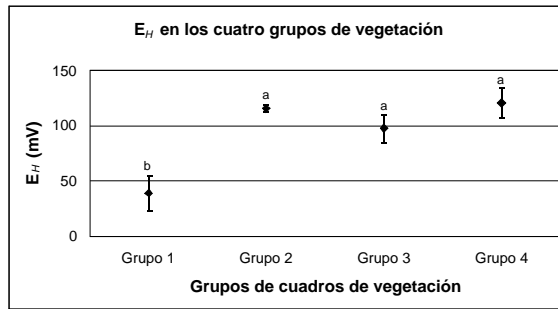


Figura 49. Resultado del Análisis de varianza de los valores de E_H en cada grupo. Se presenta la media como punto central ± 1 error estándar. Letras diferentes sobre las líneas indican diferencias significativas entre grupos ($F = 7.64$; g.l. = 3, 23; $P = 0.001$).

Dados estos resultados, ya no tiene sentido comparar el Grupo 4 con el Grupo 2 porque ya sabemos que no tienen diferencias significativas entre sí.

A continuación revisamos el resultado de la comparación entre el segundo valor más alto (Grupo 2) y el valor más bajo (Grupo 1). Este par de grupos sí tiene diferencias significativas entre sí. Como tampoco tiene sentido comparar los Grupos 2 y 3, ahora procedemos a comparar el último par de Grupos (3 y 1). Este par también tiene diferencias significativas entre sí, por lo que dibujamos una segunda línea horizontal a la que designaremos con la letra “b” debajo del grupo 1:

Grupo:	Grupo 4	Grupo 2	Grupo 3	Grupo 1
Valor de la media:	120.3	115.3	97.6	38.91
	a			
	—————			b
				—————

En la Figura 49 se presenta un ejemplo de reporte de resultados en forma de gráfica.

El siguiente paso consistirá en hacer el análisis de varianza de los datos de humedad relativa del suelo. Procedemos a seleccionar las columnas que contienen los datos (Figura 50).

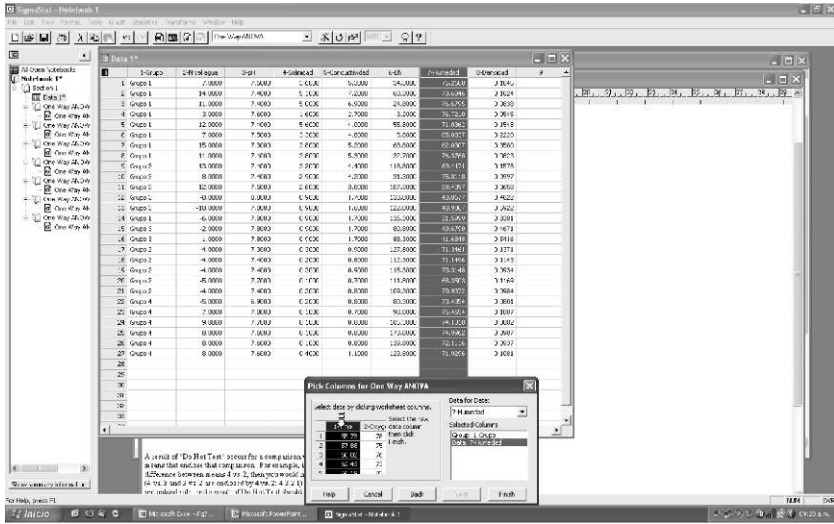


Figura 50. Selección de las columnas que contienen los grupos a comparar (columna 1-Grupos) y la variable a comparar (columna 7-Humedad).

Al dar clic en el botón “Finish” aparecerá la ventana que nos indica que la distribución de los datos no pasó la prueba de normalidad, por lo que aceptamos la sugerencia de hacer un análisis de varianza no paramétrico dando clic en “Si” (Figura 51).

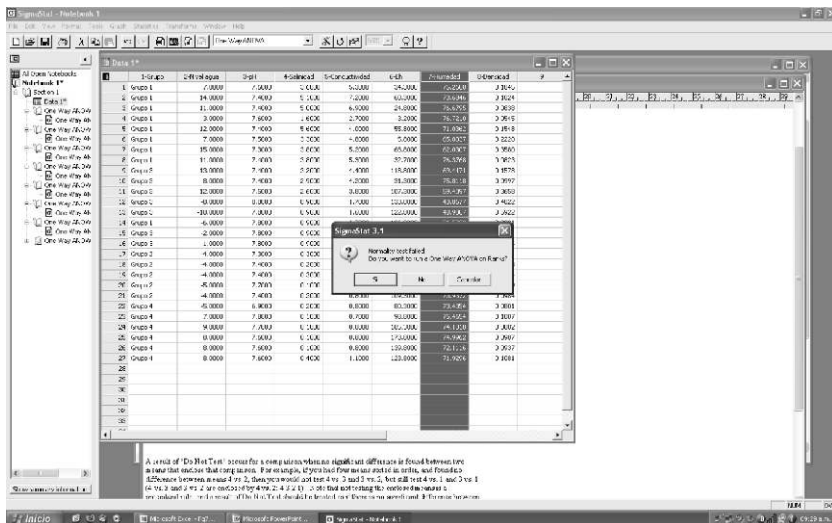


Figura 51. Advertencia de que los datos de la variable seleccionada no pasaron la prueba de normalidad, por lo que es más correcto aplicar una ANOVA de tipo no paramétrico.

Nuevamente aparecerá la ventana que nos indica que el análisis de varianza detectó diferencias significativas entre grupos (Figura 52), por lo que seleccionamos el análisis de comparaciones múltiples de Dunn para detectar en qué grupos se presentan las diferencias significativas. Al igual que en los casos anteriores, seleccionaremos la opción "All Pairwise" porque no tenemos un grupo control y posteriormente damos clic en el botón "Finish" para aceptar la realización de este segundo análisis (Figura 52). A continuación se nos presentará la nueva ventana con los resultados de los análisis que acabamos de hacer (Figura 53). A pesar de que el análisis de varianza detectó diferencias significativas entre grupos, éstas fueron marginales ($P = 0.045$) por lo que el análisis de comparaciones múltiples de Dunn no detectó los pares de grupos con diferencias significativas (Figura 53).

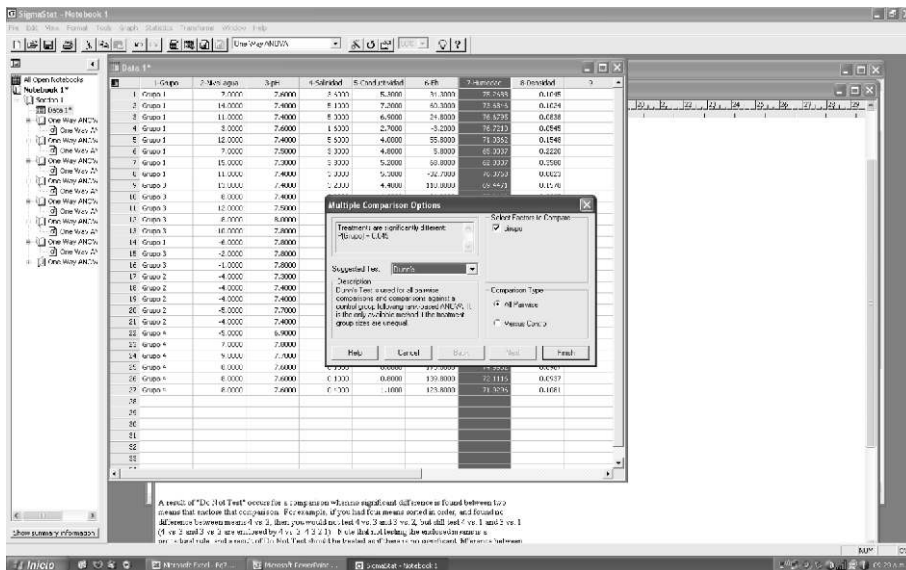


Figura 52. Ventana que reporta la presencia de diferencias estadísticas entre grupos y solicita la ejecución del análisis de comparaciones múltiples de grupos.

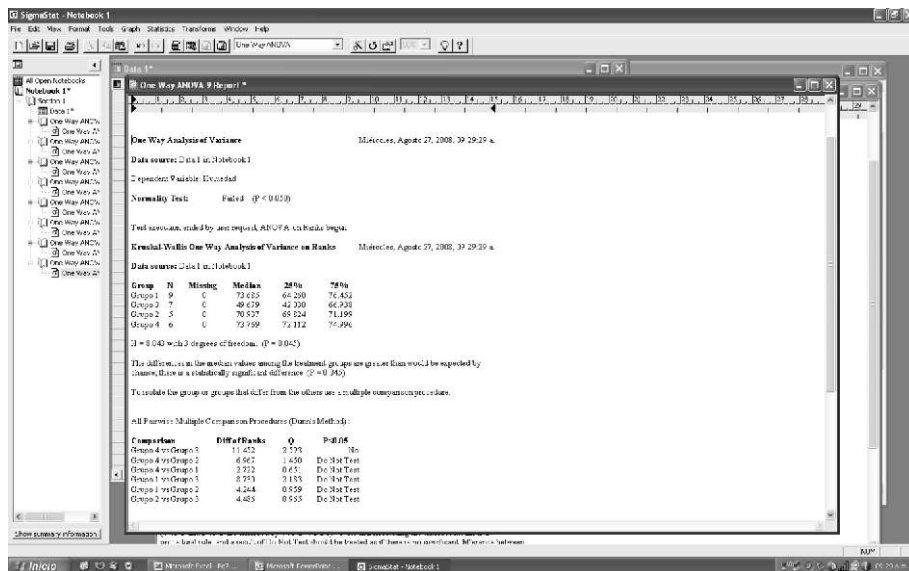


Figura 53. Resultado del Análisis de varianza no-paramétrico (Kruskal-Wallis) de los valores de humedad relativa del suelo en cada grupo.

Los resultados obtenidos se pueden reportar de manera textual, con una gráfica o con una tabla. En la Figura 54 se presenta un ejemplo de reporte de resultados en forma de gráfica.

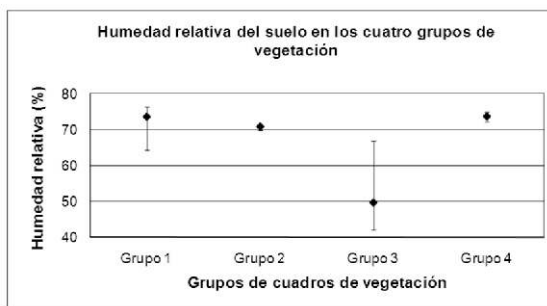


Figura 54. Resultado del Análisis de varianza no-paramétrico (Kruskal-Wallis) de los valores de humedad relativa del suelo de cada grupo. Se presenta la mediana como punto central; el primer cuartil como intervalo inferior; y el tercer cuartil como intervalo superior. Las diferencias entre grupos no se detectan porque fueron marginales ($H = 8.043$; g.l. = 3; $P = 0.045$).

A continuación procederemos a ejecutar el último análisis de varianza de este grupo de datos que corresponde a la densidad aparente del suelo. Como en los análisis anteriores, iniciamos seleccionando las columnas que contienen los datos a comparar (Figura 55). Al dar clic sobre el botón “Finish” aparece la ventana con el aviso de que la distribución de los datos no pasó la prueba de normalidad, por lo que se sugiere el análisis de varianza no paramétrico (Figura 56). Al aceptar la sugerencia dando clic en “Sí”, aparecerá la ventana en la que se nos informa que el análisis de varianza detectó diferencias significativas entre grupos, por lo que solicitamos hacer el segundo análisis de comparaciones múltiples de Dunn con la opción “All Pairwise” (Figura 57). Al dar clic en “Finish” aparecerá la ventana con los resultados del análisis de varianza (Figura 58). En la Figura 59 se presenta el reporte de resultados en forma de gráfica.

The screenshot shows the SigmaStat software interface. The main window displays a data table with the following columns: Grupos, Densidad, Type, S-Subtotal, F-Test, F-critical, F-Prob, F-Statistic, F-Probability, and F-Statistic. The data table contains 29 rows of data. A dialog box titled "Pick Columns for One Way ANOVA" is open, showing a list of columns to be selected for the analysis. The columns are numbered 1 through 9. The "Data for Date" field is set to "Date for Date". The "Statistical Columns" field is set to "F-Statistic". The "Display Columns" field is set to "F-Statistic". The "Display Statistics" field is set to "F-Statistic". The "Display" field is set to "F-Statistic". The "Display" field is set to "F-Statistic".

Grupos	Densidad	Type	S-Subtotal	F-Test	F-critical	F-Prob	F-Statistic	F-Probability	F-Statistic
1	7.0000	7.0000	7.0000	6.0000	6.0000	91.3000	91.3000	91.3000	0.0000
2	14.0000	7.0000	8.1333	7.0000	60.3000	60.3000	71.5843	0.0000	0.0000
3	11.0000	7.0000	8.3333	6.0000	24.8000	24.8000	71.5295	0.0000	0.0000
4	8.0000	7.0000	8.5000	2.0000	3.2000	3.2000	71.7213	0.0000	0.0000
5	12.0000	7.0000	8.5000	4.0000	55.8000	55.8000	71.3352	0.0000	0.0000
6	7.0000	7.0000	8.3333	4.0000	5.8000	5.8000	68.3037	0.0000	0.0000
7	15.0000	7.0000	8.3333	5.0000	50.8000	50.8000	68.3037	0.0000	0.0000
8	11.0000	7.0000	8.5000	5.0000	52.8000	52.8000	68.3037	0.0000	0.0000
9	10.0000	7.0000	8.5000	4.0000	38.3000	38.3000	68.3037	0.0000	0.0000
10	6.0000	7.0000	8.3333	4.0000	38.3000	38.3000	68.3037	0.0000	0.0000
11	12.0000	7.0000	8.5000	3.0000	157.3000	157.3000	68.3037	0.0000	0.0000
12	8.0000	8.0000	8.0000	8.0000	157.3000	157.3000	68.3037	0.0000	0.0000
13	16.0000	7.0000	8.3333	1.0000	157.3000	157.3000	68.3037	0.0000	0.0000
14	4.0000	7.0000	8.3333	1.0000	156.3000	156.3000	68.3037	0.0000	0.0000
15	2.0000	7.0000	8.3333	1.0000	80.3000	80.3000	48.5270	0.0000	0.0000
16	-1.0000	7.0000	8.3333	1.0000	88.3000	88.3000	48.5270	0.0000	0.0000
17	-4.0000	7.0000	8.3333	0.0000	127.8000	127.8000	71.3451	0.0000	0.0000
18	-4.0000	7.0000	8.3333	0.0000	112.3000	112.3000	71.3451	0.0000	0.0000
19	-4.0000	7.0000	8.3333	0.0000	115.3000	115.3000	71.3451	0.0000	0.0000
20	-5.0000	7.0000	8.3333	0.0000	111.8000	111.8000	68.3533	0.0000	0.0000
21	-4.0000	7.0000	8.3333	0.0000	129.3000	129.3000	71.3451	0.0000	0.0000
22	-5.0000	8.0000	8.3333	0.0000	80.3000	80.3000	71.4284	0.0000	0.0000
23	7.0000	7.0000	8.3333	0.0000	80.3000	80.3000	71.4284	0.0000	0.0000
24	9.0000	7.0000	8.3333	0.0000	125.3000	125.3000	71.3451	0.0000	0.0000
25	6.0000	7.0000	8.3333	0.0000	132.3000	132.3000	71.3451	0.0000	0.0000
26	6.0000	7.0000	8.3333	0.0000	130.3000	130.3000	71.3451	0.0000	0.0000
27	8.0000	7.0000	8.3333	1.0000	175.8000	175.8000	71.3451	0.0000	0.0000

Figura 55. Selección de las columnas que contienen los grupos a comparar (columna 1-Grupos) y la variable a comparar (columna 8-Densidad).

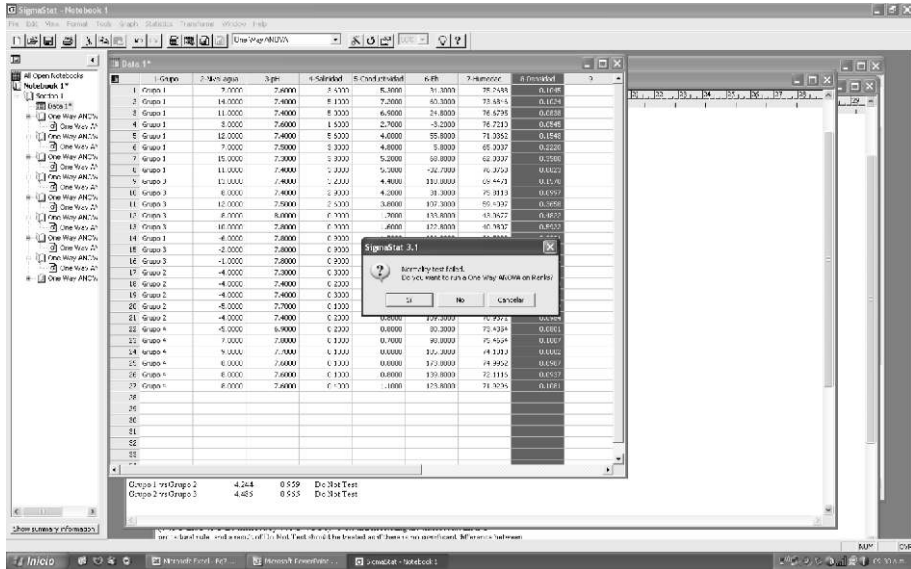


Figura 56. Advertencia de que los datos de la variable seleccionada no pasaron la prueba de normalidad, por lo que es más correcto aplicar una ANOVA de tipo no paramétrico.

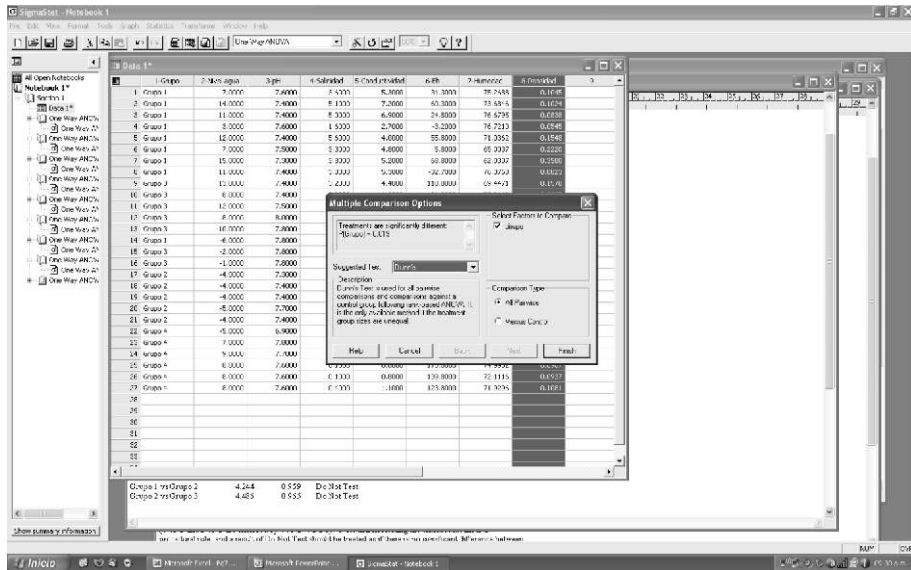


Figura 57. Ventana que reporta la presencia de diferencias estadísticas entre grupos y solicita la ejecución del análisis de comparaciones múltiples de grupos.

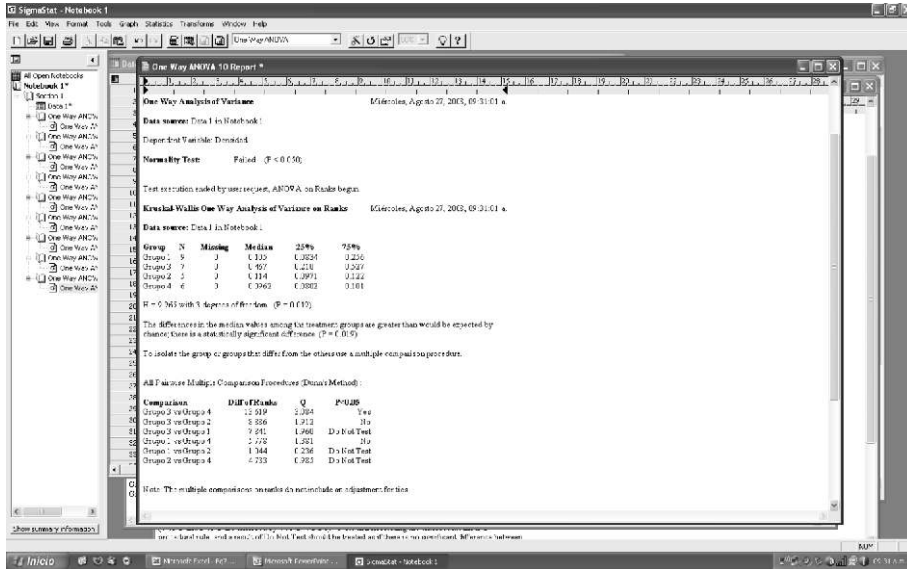


Figura 58. Resultado del Análisis de varianza no-paramétrico (Kruskal-Wallis) de los valores de densidad aparente del suelo en cada grupo.

En estos últimos resultados se nos indica que sí hay diferencias significativas entre los valores de densidad aparente del suelo de cada grupo ($H=9.965$; g.l. = 3; $P<0.019$). El análisis de comparación múltiple de grupos se presenta en una tabla al final de los resultados.

Para preparar el reporte de estos resultados, repetimos el procedimiento de las líneas horizontales: acomodamos en una línea de mayor a menor los grupos de acuerdo con los valores de las medianas. En este caso, el valor más alto lo presenta el Grupo 3 y el más bajo el Grupo 4:

Grupo:	Grupo 3	Grupo 2	Grupo 1	Grupo 4
Valor de la mediana:	0.467	0.114	0.105	0.096

Posteriormente revisamos el resultado de la comparación entre el valor más alto (Grupo 3) y el más bajo (Grupo 4). Como sí hay diferencias significativas entre estos dos grupos, ahora revisamos el resultado de la comparación entre el valor más alto (Grupo 3) y el segundo valor más bajo (Grupo 1); en este caso no hay diferencias significativas, por lo que unimos ambos grupos con una línea horizontal a la que designaremos con la letra "a":

Grupo:	Grupo 3	Grupo 2	Grupo 1	Grupo 4
Valor de la mediana:	0.467	0.114	0.105	0.096
	—————			
	a			

Aquí ya no tiene sentido comparar a los Grupos 3 y 2. Por lo que procedemos a revisar el resultado de la comparación entre el segundo valor más alto (Grupo 2) y el valor más bajo (Grupo 4). Este par de grupos tampoco tienen diferencias significativas entre sí, por lo que los unimos con una segunda línea horizontal a la que designaremos con la letra “b”:

Grupo:	Grupo 3	Grupo 2	Grupo 1	Grupo 4
Valor de la mediana:	0.467	0.114	0.105	0.096
	—————			
	a			
		—————		
		b		

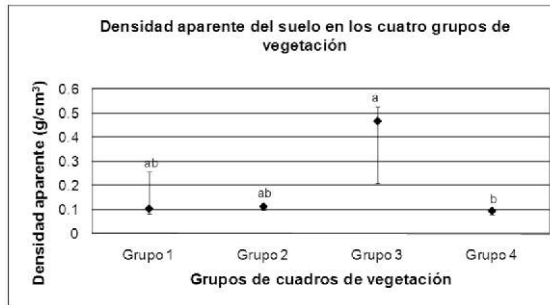


Figura 59. Resultado del Análisis de varianza no-paramétrico (Kruskal-Wallis) de los valores de densidad aparente del suelo de cada grupo. Se presenta la mediana como punto central; el primer cuartil como intervalo inferior; y el tercer cuartil como intervalo superior. Letras diferentes sobre las líneas indican diferencias significativas entre grupos ($H=9.965$; g.l. = 3; $P=0.019$).

Si se desea reportar los resultados en forma de tabla, el Cuadro 4 contiene un ejemplo de cómo hacerlo.

En conclusión, los cuatro grupos de cuadros de vegetación obtenidos se caracterizaron por presentar diferencias en cuanto a la composición y abundancia de especies y en cuanto a los valores de algunas variables ambientales. Particularmente, los cuadros del

Grupo 1 tuvieron los valores significativamente más altos de salinidad y conductividad, y los valores más bajos de E_H . Esta característica posiblemente determinó que en este grupo las especies más abundantes fueran *E. pyramidalis* y *T. domingensis*. Los restantes tres grupos no presentaron diferencias entre sí en cuanto a las variables ambientales. En esos grupos posiblemente la presencia y abundancia de especies esté determinada más por factores bióticos (interacciones interespecíficas como la competencia) que por factores abióticos.

Cuadro 4. Variables ambientales de suelo y agua en cuatro grupos de cuadros de vegetación de un humedal dulceacuícola. En los casos en que los grupos se compararon con un análisis de varianza de una vía se presenta la media \pm 1 E.E. En los casos en que los grupos se compararon con un análisis de varianza en rangos (Kruskal-Wallis) se presenta la mediana (primer cuartil, tercer cuartil). Letras diferentes indican diferencias significativas entre grupos (* $P < 0.05$; ** $P < 0.01$; *** $P < 0.01$).

Variable ambiental	Grupos				F	H
	Grupo 1 (n = 9)	Grupo 2 (n = 5)	Grupo 3 (n = 7)	Grupo 4 (n = 6)		
Nivel del agua (cm)	11.0 (6.0, 12.5) a	-4.0 (-4.2, -4.0) a	-1.0 (-6.5, 11.0) a	8.0 (7.0, 8.0) a		6.68 ^{n.s.}
pH	7.49 \pm 0.05 a	7.44 \pm 0.07 a	7.67 \pm 0.09 a	7.53 \pm 0.12 a	1.13 ^{n.s.}	
Conductividad (ms/cm)	5.2 (3.7, 5.7) a	0.8 (0.8, 0.9) b	1.7 (1.7, 4.1) ab	0.8 (0.8, 0.7) b		21.13 ^{***}
E_H (mV)	38.9 \pm 16.4 b	115.3 \pm 3.3 a	97.6 \pm 13.1 a	120.3 \pm 13.6 a	7.64 ^{**}	
Humedad relativa del suelo (%)	73.7 (64.3, 76.4) a	70.9 (69.8, 71.2) a	49.7 (42.0, 66.9) a	73.8 (72.1, 75.0) a		8.04 [*]
Densidad aparente del suelo (g/cm ³)	0.10 (0.08, 0.26) ab	0.11 (0.10, 0.12) ab	0.47 (0.21, 0.53) a	0.10 (0.08, 0.10) b		9.96 [*]

Literatura recomendada

- Kovach, W.L. 1998. *MVSP - A Multivariate Statistical Package for Windows, ver. 3.0*. Kovach Computing Services, Pentraeth, Gales.
- López Barrera, F., H. López Rosas y P. Moreno-Casasola. 2007. Primer informe técnico del proyecto "Restauración de un popal invadido por el zacate alemán (*Echinochloa pyramidalis*, POACEAE) en el sitio Ramsar no 1336 La Mancha y El Llano". *Convenio CONABIO FB1222/FH001/07*.
- McCune, B. y J.B. Grace. 2002. *Analysis of Ecological Communities*. MjM Software Design, Gleneden Beach, Oregon.
- McCune, B. y M.J. Mefford. 1999. *PC-ORD for Windows. Multivariate Analysis of Ecological Data. Version 4.01*. MjM Software Design, Gleneden Beach, Oregon.
- SAS Institute Inc. 1999. *SAS/STAT® User's Guide, Version 8*. SAS Institute Inc., Cary, Carolina del Norte.
- StatSoft, Inc. 2001. *STATISTICA (data analysis software system)*. <http://www.statsoft.com>.
- Systat Software, Inc. 2004. *SigmaStat for Windows Version 3.11*. Systat Software, Inc. Richmond, California.
- Westhoff, V. y E. van der Maarel. R.H. Whittaker (ed).1978. The Braun Blanquet approach. *Classification of Plant Communities*. pp. 287-399. Junk, La Haya.
- Zar, J.H. 1984. *Biostatistical Analysis*. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, Nueva Jersey.

LA FLORA Y LA FAUNA

11

Análisis de comunidades vegetales
con un enfoque multivariado
no paramétrico paso a paso

Hugo López Rosas

La definición concreta de comunidades es: conjuntos de organismos que interactúan entre sí y con su ambiente en un tiempo y espacio dado. Es decir que en el estudio de comunidades se trata de contestar la pregunta ¿quién vive con quién y por qué? En estos estudios las variables de respuesta más frecuentes son la presencia y abundancia de especies en diferentes unidades de muestreo. Estas variables de respuesta generalmente no son independientes de otras especies ni del medio físico. Dada esta característica de los componentes de las comunidades, surge otra pregunta: ¿cómo las unidades de muestreo de nuestro estudio están relacionadas unas con otras?

Dicho de otra forma, todos los estudios de comunidades ecológicas se enfrentan a una interdependencia de variables. Por esta interdependencia, el estudio de las comunidades es inherentemente multivariado. Para comprender más fácilmente la estructura y función de las comunidades se requiere simplificar y ordenar un conjunto complejo de datos. La característica principal de los análisis multivariados es resumir una gran cantidad de variables en unas pocas variables y representar este conjunto complejo de variables interrelacionadas en una forma compacta y fácilmente entendible.

■ Los métodos multivariados se clasifican en dos grandes grupos:

- 1) Análisis de clasificación. Se caracterizan por encontrar y definir grupos con base en la similitud o disimilitud de sus componentes. Los ejemplos más comunes de estos tipos de análisis son la obtención de dendrogramas jerárquicos (*cluster analysis*) y el análisis indicador de especies de dos vías (*two-way indicator species analysis*, *TWINSPAN*).
- 2) Análisis de ordenación. Se caracterizan por resumir los cambios continuos presentes en un gran número de variables en una variable sintética continua (ordenación). Esta variable sintética representa la variación combinada en un grupo de variables de respuesta. Este tipo de resultados se puede obtener sólo si las variables de respuesta originales covarían, lo cual puede ocurrir en los componentes de las comunidades (por ejemplo, la abundancia de una especie parásita siempre estará en función de la abundancia de su especie hospedera). Entre estos métodos están el análisis de componentes principales (*ACP* o *PCA* por sus siglas en inglés), el análisis de correspondencias canónicas (*ACC*, *CCA* o *CANOCO* por sus siglas en inglés) y el análisis de promedio recíproco (*RA* por sus siglas en inglés). Una técnica

de ordenación particular es el análisis de escalamiento multidimensional no paramétrico (*NMDS* por sus siglas del inglés *Nonmetric Multidimensional Scaling*, aunque también se puede encontrar abreviado como *NMS*, o *nonmetric MDS*), el cual tiene una lógica de análisis diferente a la del PCA, CCA y RA, principalmente porque no asume relaciones lineales entre variables, como se verá más adelante.

En este manual se desarrollará paso a paso una metodología alternativa a la metodología empleada por Moreno-Casasola *et al.* (2009) para el análisis de datos obtenidos en el muestreo de vegetación y características ambientales de humedales de una región costera central del Golfo de México. El objetivo principal es generar un análisis de ordenación NMDS de los cuadros de vegetación muestreados por dichos autores y relacionarlos con las características ambientales en los que se presenta cada tipo de humedal. Se pretende que la explicación de este caso sirva como marco de referencia de futuros trabajos que impliquen objetivos y muestreos similares a los de los autores referidos.

NMDS

Antes de iniciar el ejemplo se explicará con un poco más de detalle la lógica del análisis NMDS. Esta es una técnica de ordenación que genera una representación gráfica con pocos ejes para encontrar relaciones no lineales. Difiere fundamentalmente tanto en el diseño como en la interpretación de las técnicas más comunes (PCA, CCA, DCA). En los métodos de ordenación tradicionales lo que se hace es calcular una gran cantidad de ejes (variables reducidas), pero sólo se pueden representar unos pocos ejes debido a las limitaciones gráficas (a lo más se pueden representar al mismo tiempo sólo tres ejes en un gráfico tridimensional). En NMDS un pequeño número de ejes (en PC-ORD hasta 6 ejes o dimensiones) son elegidos previamente al análisis y los datos son ajustados a estas dimensiones. Toda la variación presente en los datos se resume en estos pocos ejes. Las técnicas de ordenación tradicionales son de tipo analítico, dando por resultado sólo una solución, mientras que NMDS es una técnica numérica que busca diferentes soluciones de forma iterativa y detiene el análisis computacional cuando se obtiene una solución aceptable o cuando se llega al límite de iteraciones solicitadas (lo que ocurra primero). Por lo tanto, una ordenación NMDS no es la única solución posible. Un mismo conjunto de datos al que se le aplica un análisis NMDS con las mismas características pre-establecidas (índice de similitud, número de ejes, número de iteraciones, criterio de inestabilidad) dará soluciones diferentes, por lo que

queda a criterio del investigador escoger la mejor solución para interpretar los resultados. Otra diferencia entre un análisis NMDS y las técnicas de ordenación tradicionales es que, a diferencia de estas últimas, NMDS no es una técnica basada en eigenvalores-eigenvectores que ordenan los datos de tal manera que el eje 1 explica la mayor cantidad de variación, el eje 2 explica el segundo valor más alto de variación, y así sucesivamente con los demás ejes. Dada esta característica, el resultado de una ordenación NMDS puede ser rotado, invertido o centrado hasta obtener la configuración deseada sin que esto afecte el entendimiento de la relación entre las unidades de muestreo.

¿Cuándo se debe usar NMDS?, esto depende de la naturaleza de los datos. Esta técnica está diseñada para usarse con datos que no cumplen con los supuestos de la distribución normal (es decir, de comportamiento no-paramétrico), o bien si son datos basados en escalas arbitrarias, discontinuas o cualquier otra que no cumpla los supuestos de normalidad. Por esta característica de los datos, la ordenación tipo NMDS debería ser de aplicación más frecuente en ecología de comunidades de lo que actualmente se hace (McCune y Grace 2009).

Una de las principales ventajas de usar NMDS es que tiene pocos supuestos acerca de la naturaleza de los datos. Por ejemplo, los PCA asumen relaciones lineales entre variables, mientras que las ordenaciones de promedio recíproco (*RA* por las siglas del inglés *reciprocal averaging*) asumen relaciones modales entre variables. Al no tener estos supuestos, NMDS es fácilmente aplicable para una gran variedad de datos. Otra ventaja es que NMDS no tiene restricciones en cuanto al uso de índices de similitud (mediciones de distancia entre unidades de muestreo) por lo que se puede aplicar utilizando cualquier índice de similitud disponible.

Una limitante del uso de NMDS es la lentitud de su ejecución, sobre todo cuando se tiene una gran cantidad de datos. Otra limitante es que al ser NMDS una técnica de optimización numérica, puede ocurrir que no se obtenga la mejor solución verdadera debido a que las unidades de muestreo cayeron en un mínimo local (una situación relativamente óptima, pero no la mejor), por lo que se hace necesario repetir el análisis hasta obtener la mejor configuración posible. Ambas limitantes de NMDS dejan de serlo conforme se incrementa la capacidad de los equipos de cómputo.

¿Cuál es la mejor configuración posible en NMDS? es aquella que se ejecuta con un número de dimensiones adecuado, un valor de estrés (*stress*) bajo, tiene diferencias significativas con respecto a una configuración al azar (prueba de Monte Carlo) y evita

soluciones inestables. Todos estos conceptos utilizados en el análisis NMDS se irán explicando conforme se avance en el ejemplo del presente manual.

Aplicación de NMDS: un ejemplo con datos de humedales

El trabajo de campo realizado por Moreno-Casasola *et al.* (2009) consistió en el muestreo puntual de 52 cuadros de vegetación ubicados en 10 diferentes tipos de humedales. Cinco cuadros se ubicaron en una selva inundable dominada por *Annona glabra* (cuadros etiquetados como Ag), cuatro cuadros se ubicaron en estanques cubiertos de *Nymphaea ampla* (cuadros Na), cuatro cuadros se ubicaron en vegetación de manglar de *Rhizophora mangle*, *Laguncularia racemosa* y *Avicennia germinans* (cuadros RLA), seis cuadros se ubicaron en humedales salobres representados por una asociación herbácea de *Eleocharis mutata* y *Batis maritima* (cuadros EB), siete cuadros se ubicaron en un popal dominado por *Thalia geniculata* y *Pontederia sagittata* (cuadros TP), cinco cuadros se ubicaron en manglares dominados por *Conocarpus erectus* (cuadros Ce), cuatro cuadros se ubicaron en humedales salobres representados por una asociación herbácea de *Hydrocotyle bonariensis* y *Fimbristylis spadiacea* (cuadros HF), cinco cuadros se ubicaron en popales dominados por *Sagittaria lancifolia* (cuadros SI), seis cuadros se ubicaron en tulares dominados por *Typha domingensis* (cuadros Td) y seis cuadros se ubicaron en humedales invadidos por la gramínea *Echinochloa pyramidalis* (cuadros Ep).

En cada cuadro de vegetación se anotó la presencia de cada especie (variable categórica con valor de 1 para presencia y 0 para ausencia). Con esta información se construyó una matriz de 52 cuadros y 71 especies (matriz principal). Además de la vegetación, en cada cuadro se midió el nivel del agua, pH, conductividad y salinidad del agua intersticial, E_{\pm} y densidad aparente del suelo y se anotó el número total de especies vegetales presentes (variables cuantitativas). Asimismo, cada cuadro se caracterizó por el tamaño del área que abarcaban estos tipos de humedales en tres niveles (variable categórica con los siguientes valores: 1 = menor de 1 ha; 2 = entre 1.1 y 5 ha; 3 = mayor de 5.1 ha) y por la presencia de disturbios humanos (variable categórica con valor de 0 para zonas relativamente sin disturbios y 1 para zonas con disturbios constantes o recurrentes como ganadería o eutrofización). Con esta información se construyó una matriz con 52 cuadros y 9 variables ambientales. Las variables “tamaño del área” y “disturbio” por ser variables categóricas se transformaron en variables “cuantitativas” transformándolas en variables *dummy*, con lo que al final se obtuvo una matriz secundaria de 52 cuadros y 11 variables cuantitativas, que es la que se utilizará en este ejemplo.

Obtención de variable dummy. Para que el programa PC-ORD pueda ejecutar los diferentes análisis sin errores, es necesario distinguir los diferentes valores de cada variable (sean cuantitativas o categóricas) con números. En el caso de la variable categórica “tamaño del área” mencionada arriba, los diferentes tamaños se representan con los números 1, 2 y 3 sólo para indicarle al programa que son categorías distintas. Para indicarle al programa los diferentes tipos de variables se usa la letra Q (de *quantitative*) para las variables cuantitativas y la letra C para las variables categóricas. En el caso del “tamaño del área”, si por error se caracteriza a la variable con la letra Q, el programa “entenderá” que los cuadros con el número 2 son del doble del tamaño que los del número 1 y los del número 3 son del triple del tamaño que los del número 1, lo cual no es verdad. Las variables categóricas frecuentemente son utilizadas para definir grupos diferentes (por ejemplo tipos de suelo, colores, grados de dureza, intervalos, etc.) y en un análisis multivariado PC-ORD las manipula de una manera muy diferente que a las variables cuantitativas. De hecho, la inclusión de una variable categórica en un análisis multivariado sólo arroja información cualitativa, sin aplicación de metodologías matemáticas sobre dicha variable. Si se quiere analizar una variable categórica con los mismos métodos que una variable cuantitativa, es necesario transformar todos los niveles de la variable en series binarias (1/0). Si una variable categórica tiene n posibles niveles, ésta es recodificada en una serie de $n-1$ variables binarias (llamadas variables *dummy*). El nivel omitido queda implícito cuando todas las otras categorías reciben un valor de cero. Para ejemplificar esta metodología se transformará la variable “tamaño del área” en variables *dummy*. De acuerdo con lo mencionado arriba, esa variable tiene tres categorías ($n = 3$), por lo que se obtendrán dos variables *dummy* ($n-1 = 2$). En el siguiente cuadro se presenta una simulación de una matriz de datos construida de la forma requerida por PC-ORD:

6	Muestras								
8	Variables								
		Q	Q	Q	Q	Q	Q	C	
		DenAp	pH	Con	Sal	Eh	NivAgua	#Spp	Área
m 1		1.06	7.40	41.66	26.70	120.30	9.00	3	2
m 2		0.39	7.40	1.40	1.20	-33.37	35.00	1	2
m 3		0.59	7.80	10.30	9.00	75.63	15.00	3	3
m 4		0.09	7.60	0.54	0.41	229.63	-17.00	7	2
m 5		0.48	8.20	2.60	2.00	-9.70	3.00	7	1
m 6		0.55	7.30	1.10	0.90	-43.70	63.00	8	1

El cuadro anterior es una matriz de 6 unidades de muestreo y 8 variables ambientales. De estas ocho variables, siete son de tipo cuantitativo (densidad aparente (DenAp), pH, Conductividad (Con), Salinidad (Sal), Eh, Nivel del agua (NivAgua) y número de especies (#Spp)) indicadas con la letra Q al inicio de cada columna, y una categórica - tamaño del área (Área)- indicada con la letra C al inicio de la columna. En el siguiente cuadro se presenta como quedaría la nueva matriz al transformar la variable Área en dos variables *dummy*:

6	Muestras									
9	Variables									
		Q	Q	Q	Q	Q	Q	Q	Q	
		DenAp	pH	Con	Sal	Eh	NivAgua	#Spp	Área1	Área2
m 1		1.06	7.40	41.66	26.70	120.30	9.00	3	0	1
m 2		0.39	7.40	1.40	1.20	-33.37	35.00	1	0	1
m 3		0.59	7.80	10.30	9.00	75.63	15.00	3	0	0
m 4		0.09	7.60	0.54	0.41	229.63	-17.00	7	0	1
m 5		0.48	8.20	2.60	2.00	-9.70	3.00	7	1	0
m 6		0.55	7.30	1.10	0.90	-43.70	63.00	8	1	0

Lo que se hizo fue crear una variable Area1 en la que todas las unidades de muestreo que antes tenían Área = 1 (menor de 1 ha) quedaron con el valor 1 y todas las demás con 0. Después se creó una variable Area2 en la que todas las unidades de muestreo que antes tenían Área = 2 (entre 1.1 y 5 ha) quedaron con el valor 1 y todas las demás con 0. Al inicio de cada una de estas nuevas variables se les asignó la letra Q para indicar que queremos que se analicen como si fueran variables cuantitativas. PC-ORD analiza cada unidad de muestreo tomando en cuenta todas sus características, es decir, leyendo el contenido completo de cada línea. En este caso, cuando llega a las columnas Área1 y Área2 y lee los datos 1,0 “entiende” que a ese cuadro le corresponde un área menor de 1 ha. Cuando los datos son 0,1 “entiende” que a ese cuadro le corresponde un área de entre 1.1 y 5 ha. Finalmente, cuando los datos son 0,0 “entiende” que a ese cuadro le corresponde un área mayor de 5.1 ha, quedando así representadas las tres categorías de área en dos variables *dummy*.

Transformación Beals smoothing. Hasta aquí ya resolvimos el problema de incluir variables categóricas en una matriz ambiental. Pero si recordamos, toda la matriz principal (cuadros x especies) está conformada por variables categóricas de Presencia/Ausencia. Desde el punto de vista ecológico esta matriz proporciona bastante información porque en las comunidades naturales las especies no están distribuidas al azar, sino que como se mencionó al principio, están interrelacionadas

unas con otras y con el ambiente en que se establecen. Sin embargo, desde el punto de vista matemático se presenta el problema del exceso de ceros (*zero truncation*), que es más problemático conforme aumenta el número de muestras: “hay” más especies ausentes que presentes en cada cuadro, lo que genera errores al momento de hacer los análisis matemáticos propios de los análisis multivariados. Una manera de resolver este problema es convertir los datos categóricos de presencia/ausencia en datos cuantitativos de tipo probabilístico mediante la metodología de *Beals smoothing*. Con esta metodología se reemplaza el valor de cada celda de la matriz por un valor de la probabilidad de que una especie se presente en una unidad de muestreo particular mediante la fórmula:

$$b_{ij} = \frac{I}{S_i} \sum \left(\frac{M_{jk}}{N_k} \right)$$

Donde S_i es el número de especies en la unidad de muestreo i ; M_{jk} es el número de unidades de muestreo que tienen a las especies j y k ; N_k es el número de unidades de muestreo con la especie k .

Se ejemplificará el uso de esta metodología suponiendo que se tiene una matriz de 3 unidades de muestreo x 5 especies:

3	Muestras					
5	Especies					
		C	C	C	C	C
		Sp 1	Sp 2	Sp 3	Sp 4	Sp 5
m1		1	0	1	1	1
m2		0	0	0	1	0
m3		1	1	0	0	0
N_k		2	1	1	2	1

Posteriormente se construye la matriz M, que contiene los valores de M_{jk} (nótese que cuando $j = k$, entonces $M_{jk} = N_k$, que son todos los valores de la diagonal superior):

		Especies k				
		1	2	3	4	5
Especies j	1	2*				
	2	1**	1			
	3	1	0	1		
	4	1	0	1***	2	
	5	1	0	1	1	1

- * M_{1i} se refiere al número de unidades de muestreo que tienen a la Sp1, en este caso son 2 (m1 y m3)
- ** M_{2i} refiere al número de unidades de muestreo que tienen juntas a las especies Sp2 y Sp1, en este caso sólo es 1 (m3)
- *** M_{4i} se refiere al número de unidades de muestreo que tienen juntas a las especies Sp4 y Sp3, en este caso sólo es 1 (m1)

Finalmente se construye la nueva matriz B que contiene los valores transformados con la función *Beals smoothing* enunciada arriba para todos los valores de k con $x_{ik} = 0$.

- Ejemplo para el valor de la Sp2 en m1:

$$b_{1,2} = 1/4 (1/2 + 0/1 + 0/2 + 0/1)$$

$$b_{1,2} = 0.25 (0.5)$$

$$b_{1,2} = 0.13$$

- Ejemplo para el valor de la Sp2 en m3:

$$b_{3,2} = 1/2 (1/2 + 1/1)$$

$$b_{3,2} = 0.5 (1.5)$$

$$b_{3,2} = 0.75$$

Matriz B

3	Muestras				
5	Especies				
		Q	Q	Q	Q
		Sp 1	Sp 2	Sp 3	Sp 4
m1		0.88	0.13	0.75	0.88
m2		0.50	0.00	0.50	1.00
m3		1.00	0.75	0.25	0.25

Procedimiento paso a paso. Ahora ya contamos con los principales elementos teóricos y prácticos para ejecutar un análisis NMDS con los datos reales del ejemplo. Fragmentos de la matriz de datos de vegetación obtenidos del trabajo mencionado arriba se presenta en la Figura 1 en la forma correcta de captura en una hoja de Excel. Nótese que aunque los datos presentes en la matriz son categóricos (1 = presencia; 0 = ausencia), al inicio de cada columna conteniendo a las diferentes variables se escribió la letra Q. Esto no es porque se quiera manejar las variables como si fueran de tipo cuantitativo, sino porque posteriormente en el programa PC-ORD se hará la transformación *Beals smoothing*, para tener datos probabilísticos cuantitativos en lugar

de datos categóricos. En la Figura 2 se presentan fragmentos de la matriz de datos ambientales. Todas las variables de esta matriz se analizarán como si fueran de tipo cuantitativo, por lo que ya se incluyen las variables *dummy* para el tamaño del área y la presencia de disturbios, obtenidas de la forma descrita arriba. Los datos en las matrices están capturados en el formato requerido por PC-ORD para su posterior análisis.

Una vez capturados los datos de vegetación en la hoja de cálculo se procederá a prepararlos para su apertura en PC-ORD 5. El archivo generado se debe guardar en formato "*.xls". En este caso, guardamos el archivo como "52c71spp_PA.xls" para recordar que es una matriz de datos de presencia/ausencia de vegetación con 52 cuadros y 71 especies. PC-ORD sólo reconoce una hoja por libro de cálculo, por lo que sólo se deberá guardar una matriz por archivo para evitar la pérdida de datos. Al tener guardado el archivo, éste se cierra para poderlo importar desde PC-ORD. Ya abierto se procede a importar la matriz generada siguiendo el argumento "File > Import Matrix > Main Matrix" (Figura 3).

Con este argumento se abrirá una ventana en la que deberemos indicar el formato del archivo. Elegimos la opción "Excel spreadsheet" y damos clic en "OK" (Figura 4) para indicar al programa el lugar de ubicación del archivo (Figura 5). Una vez importada la matriz, el programa solicitará guardarla en formato "*.wk1". En este caso la guardaremos como matriz principal con el nombre "52c71spp_PA.wk1" (Figuras 6, 7 y 8).

A1	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R	BQ	BR	BS	BT
1	52 cuadros																					
2	71 especies																					
3	Q	Pont sag	Echy pyr	Echi and	Ludw oct	Cype art	Cim eru	Acro aur	Sagi lan	Mimo pig	Thal gen	Ipom til	Como ere	Mika mic	Typh dom	Fimb spa	Lupp dul	Hydr bon	Sola tam	Trop mex	Psid gua	Cyn p
4	Q	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
5	Ag 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
6	Ag 2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7	Ag 3	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8	Ag 4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	Ag 5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	Na 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
11	Na 2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	Na 3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
13	Na 4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
14	RLA 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
15	RLA 2	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
16	RLA 3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
17	RLA 4	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1
18	EB 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
19	EB 2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
20	EB 3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
21	EB 4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
47	Td 3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
48	Td 4	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
49	Td 5	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
50	Td 6	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
51	Ep 1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
52	Ep 2	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
53	Ep 3	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
54	Ep 4	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
55	Ep 5	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
56	Ep 6	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
57																						

Figura 1. Fragmentos de la matriz de datos de presencia/ausencia de especies en diferentes cuadros de vegetación de humedales. Las columnas corresponden a las especies (los nombres están abreviados con las primeras cuatro letras del género y las primeras tres letras del epíteto específico (P. ej. *Typha domingensis* = Typh dom). Las hileras corresponden a cada cuadro muestreado (p. ej. el cuadro #1 de la zona de *Annona glabra* tiene la etiqueta Ag. 1).

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K
1	52 cuadros										
2	10 variables										
3		Q	Q	Q	Q	Q	Q	Q	Q	Q	Q
4		DenAp	pH	Con	Sal	Eh	NivAgua	#Spp	Area1	Area2	Disturb1
5	Ag 1	0.32	7.20	1.40	1.20	-46.37	35.00	9	1	0	0
6	Ag 2	0.41	7.10	1.70	1.50	-48.17	55.00	12	1	0	0
7	Ag 3	0.25	7.30	1.60	1.40	-43.37	48.00	7	1	0	0
8	Ag 4	0.40	7.10	0.90	0.80	-58.03	55.00	6	1	0	0
9	Ag 5	0.55	7.30	1.10	0.90	-43.70	63.00	8	1	0	0
10	Na 1	0.68	7.60	8.20	7.30	-9.03	54.00	1	1	0	0
11	Na 2	0.74	5.10	2.30	2.00	-55.70	46.00	1	1	0	0
12	Na 3	0.73	5.00	2.20	1.90	-55.37	66.00	1	1	0	0
13	Na 4	0.81	5.30	2.10	1.90	-57.37	42.00	1	1	0	0
14	RLA 1	0.59	7.80	10.30	9.00	75.63	15.00	3	0	1	1
15	RLA 2	0.27	8.20	1.80	1.60	32.30	15.00	8	0	0	0
16	RLA 3	0.19	7.50	2.60	1.90	32.97	17.00	5	0	0	0
17	RLA 4	0.22	7.40	2.70	2.00	-14.37	20.00	10	0	0	0
18	EB 1	0.58	7.40	39.50	25.30	47.30	24.00	2	0	1	1
19	EB 2	0.40	7.60	16.90	12.40	59.63	26.00	1	0	1	1
45	Td 1	0.22	7.80	1.10	0.55	318.30	7.00	2	0	0	1
46	Td 2	0.62	7.70	1.20	1.00	9.80	39.00	1	0	1	0
47	Td 3	0.39	7.40	1.40	1.20	-33.37	35.00	1	0	1	0
48	Td 4	0.09	6.56	0.99	0.49	246.98	16.50	4	0	1	0
49	Td 5	0.09	6.27	1.44	0.72	247.11	17.00	4	0	1	0
50	Td 6	0.08	6.22	0.76	0.38	246.75	5.50	4	0	1	0
51	Ep 1	0.66	6.40	2.04	1.02	64.97	10.00	1	0	0	1
52	Ep 2	0.51	7.14	1.19	0.60	210.30	-10.00	4	0	0	1
53	Ep 3	0.34	7.80	0.70	0.60	89.80	5.00	5	0	1	1
54	Ep 4	0.50	7.40	1.40	1.20	-103.20	14.00	1	0	0	1
55	Ep 5	0.51	8.00	1.06	0.98	340.30	-64.00	1	0	0	1
56	Ep 6	0.22	8.50	1.06	0.78	223.63	-34.00	1	0	0	1

Figura 2. Fragmentos de la matriz de datos de 10 variables ambientales obtenidas en el muestreo. Las hileras corresponden a cada cuadro muestreado (p. ej. el cuadro #1 de la zona de Annona glabra tiene la etiqueta Ag 1). A cada cuadro de muestreo de vegetación le corresponde un conjunto de variables ambientales que se designan con la misma etiqueta asignada al cuadro de vegetación.

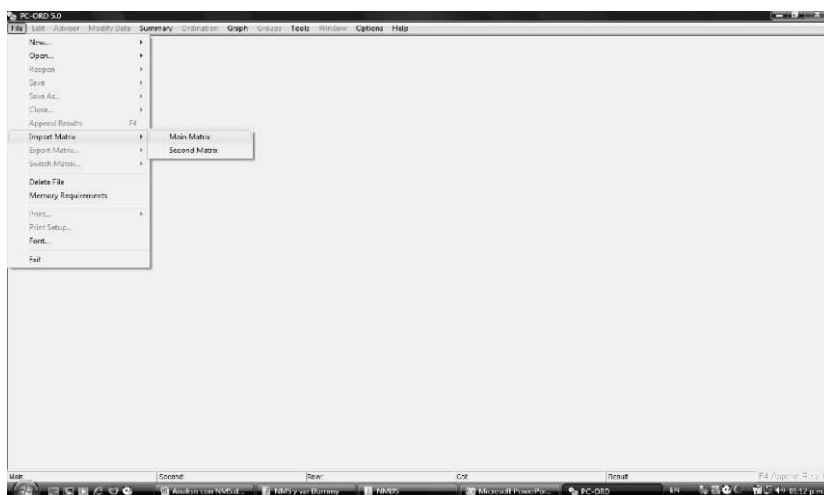


Figura 3. Indicación para importar la matriz principal a PC-ORD.

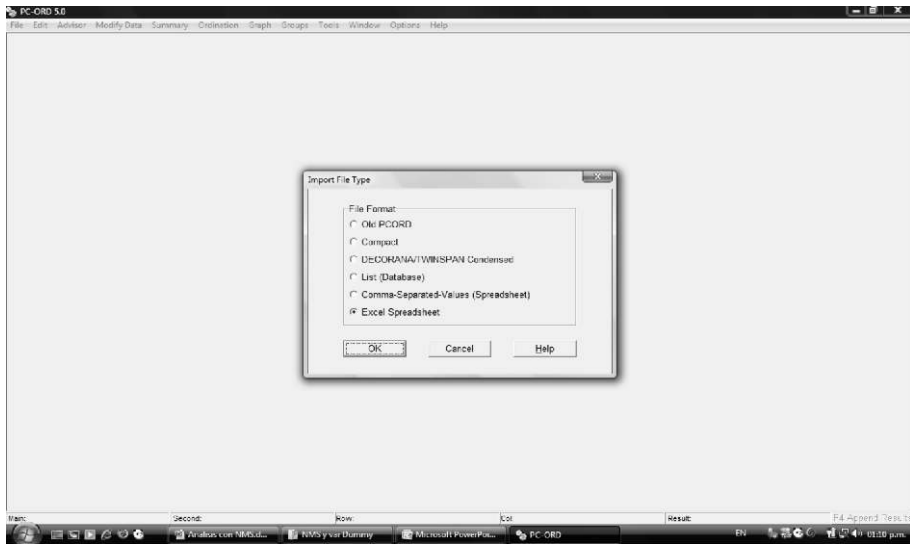


Figura 4. Indicación del formato de archivo que se va a importar.

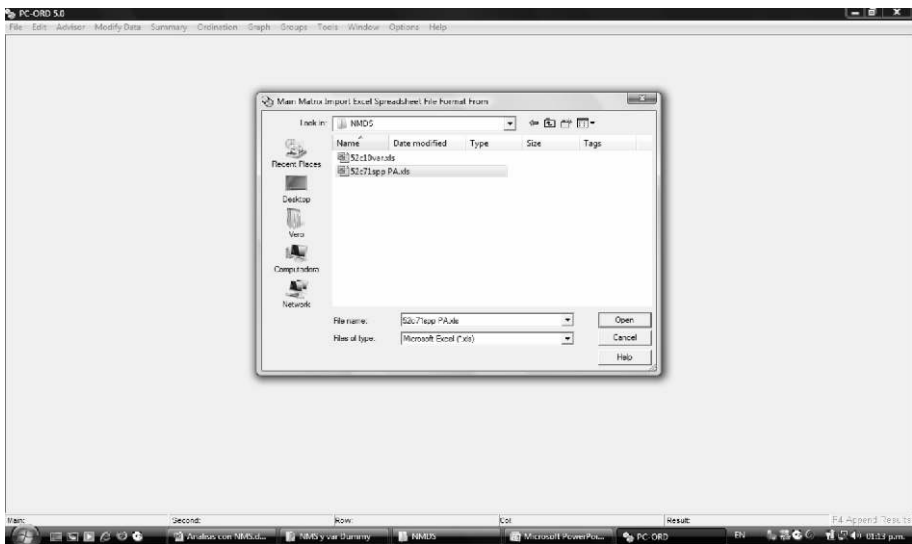


Figura 5. Indicación de la ubicación del archivo que contiene la matriz de datos.

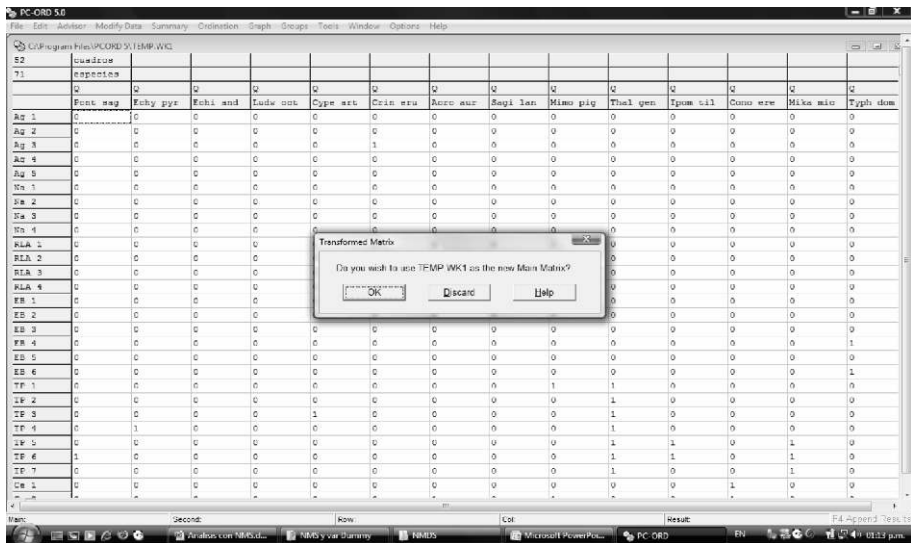


Figura 6. Solicitud para guardar la matriz en formato “*wk1”.

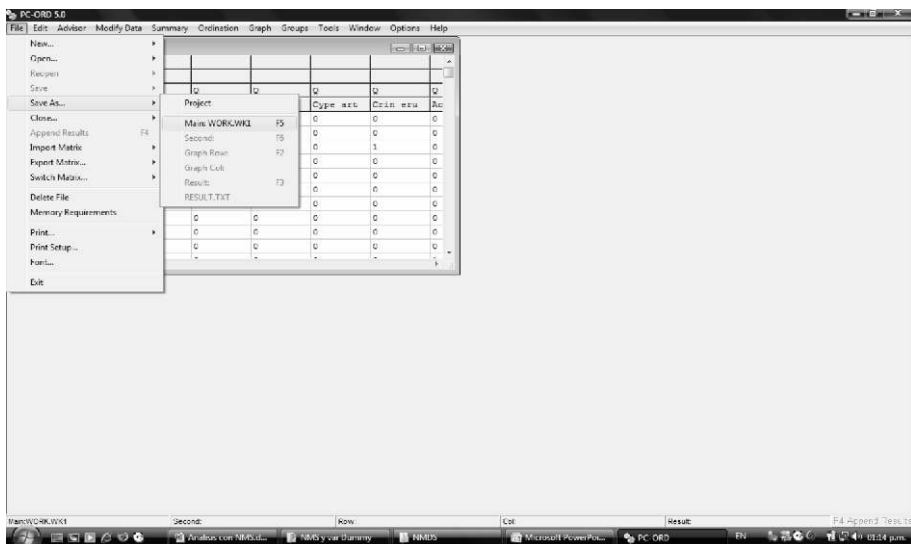


Figura 7. Guardando la matriz como matriz principal.

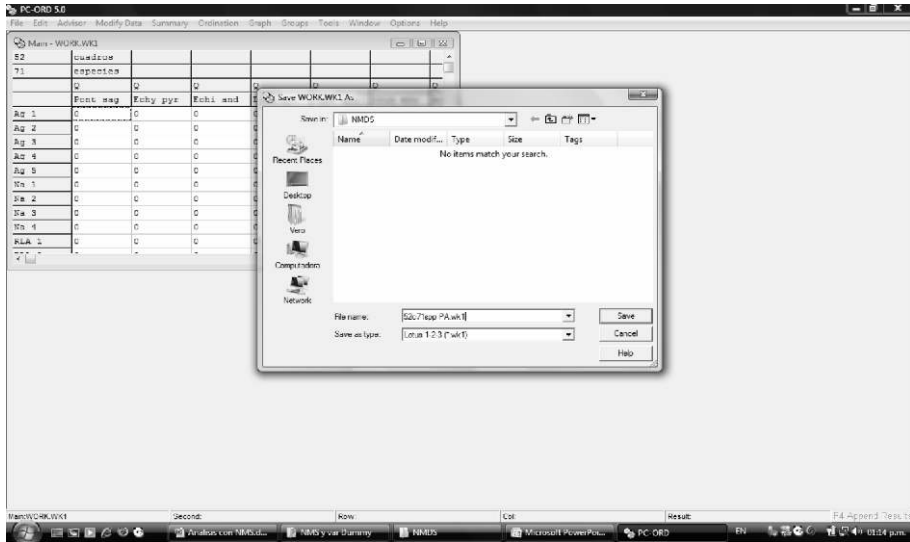


Figura 8. Indicación de la ubicación donde se guardará el nuevo archivo “52c71spp PA.wk1”.

Ya con la matriz de datos guardada y abierta, procederemos a realizar una transformación tipo *Beals smoothing* de los valores categóricos de presencia/ausencia con el argumento “Modify data > Beals smoothing” (Figura 9). El programa preguntará si las especies están en hileras o en columnas, así que le indicaremos que están en columnas (Figura 10).

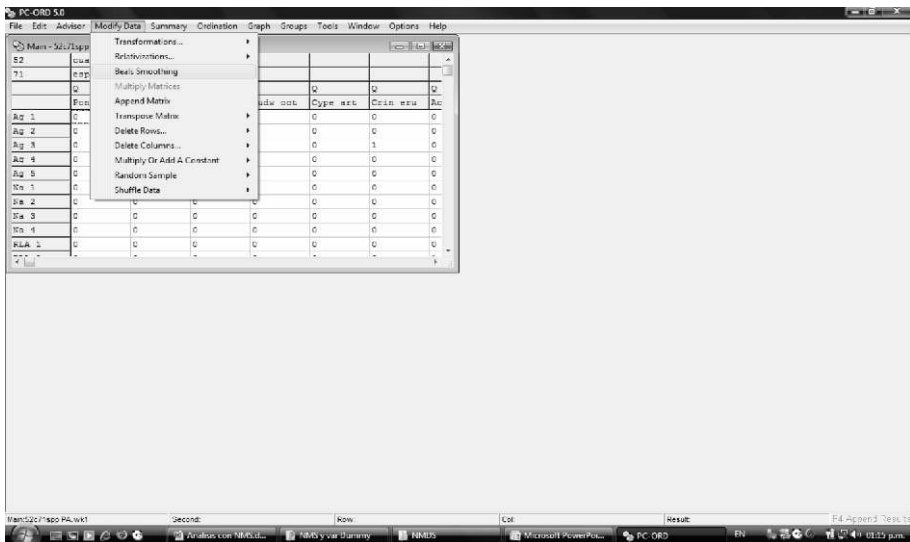


Figura 9. Indicación para iniciar una transformación de Beals smoothing.

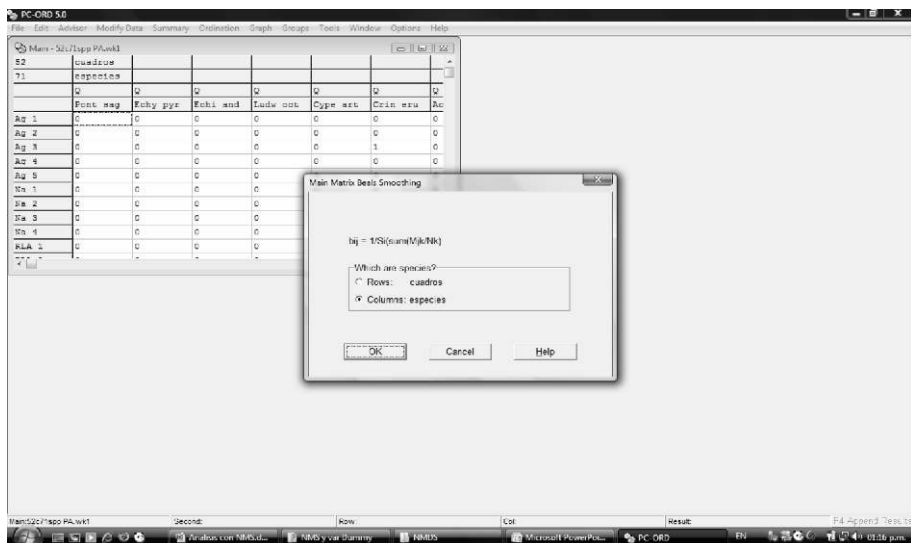


Figura 10. Indicación de que las especies están en las columnas. Nótese que el programa indica el algoritmo que utilizará en la transformación de datos.

Al dar clic en “OK”, el programa generará la nueva matriz con los datos transformados y nos preguntará si queremos usar la nueva matriz como matriz principal (Figura 11). Se da clic en “OK” y procedemos a guardar la nueva matriz en formato *.wk1 (Figura 12). Se indica al programa la ubicación para guardar la nueva matriz (Figura 13) y se procede a importar la matriz secundaria que contiene los datos ambientales (Figura 14). Una vez abierta esta matriz, se guarda en formato *.wk1 (Figuras 15 y 16). En este momento ya contamos con las dos matrices que utilizaremos para la ejecución de la ordenación NMDS. En este caso particular se está haciendo el ejemplo con dos matrices, una con los datos bióticos que es la principal, y una con los datos ambientales, que es la secundaria pero que no es indispensable para el análisis.

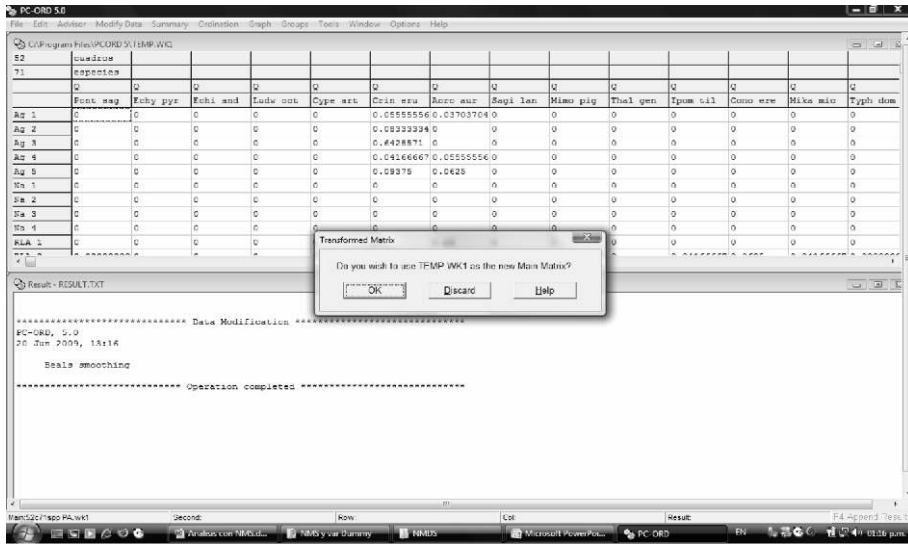


Figura 11. Indicación de que se utilizará la nueva matriz como matriz principal.

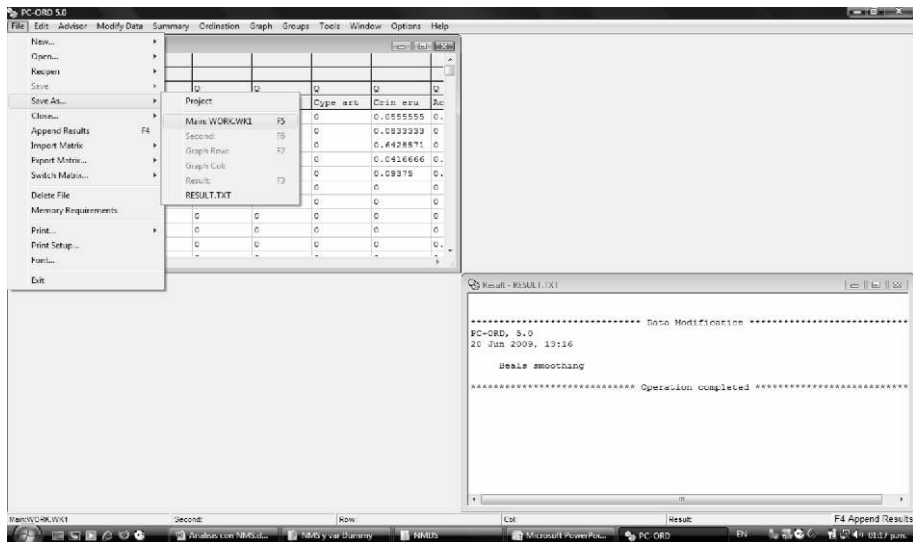


Figura 12. Guardando la matriz de datos transformados como la nueva matriz principal.

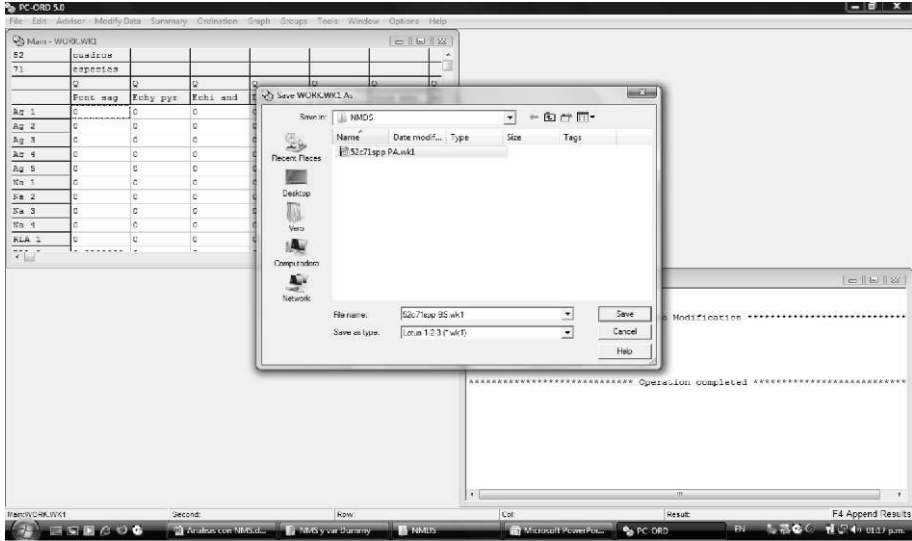


Figura 13. Indicación de la ubicación donde se guardará el nuevo archivo “52c71spp BS.wk1”.

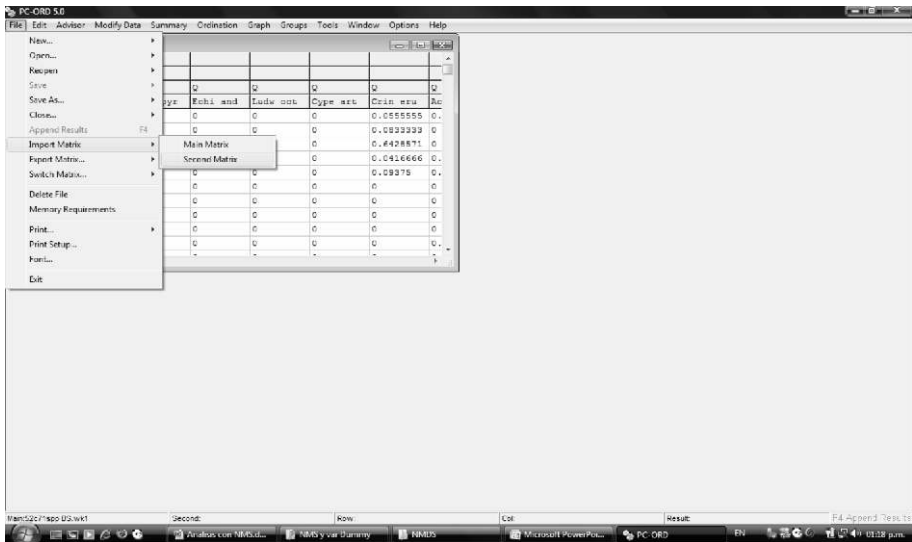


Figura 14. Procedimiento para importar la matriz secundaria.

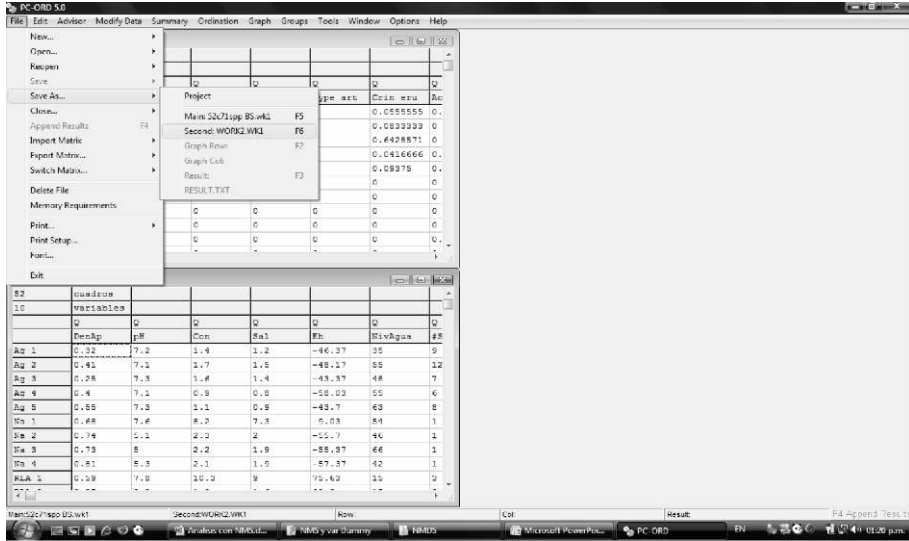


Figura 15. Guardando la matriz de datos ambientales como la matriz secundaria.

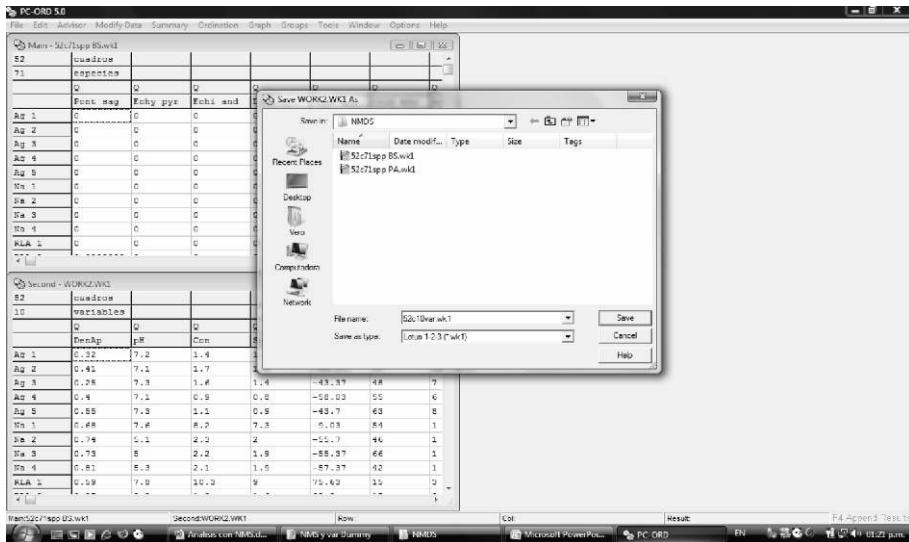


Figura 16. Indicación de la ubicación donde se guardará el nuevo archivo “52c10var.wk1”.

Al seleccionar en el menú “Ordination > NMS” (Figura 17) se abrirá una ventana solicitando información de las características de la ordenación que queremos realizar. En este ejemplo utilizaremos el modo autopiloto con un grado de velocidad y fineza media (Figura 18). Esta elección significa que estamos solicitando una ordenación NMDs con un máximo de 200 iteraciones (número de veces en que se prueban las nuevas configuraciones de las unidades de muestreo), un valor para el criterio de inestabilidad de hasta 0.0001 (una solución inestable es aquella que coloca juntas a unidades de muestreo con alta disimilitud), que inicie el análisis ajustando las muestras en un espacio de cuatro ejes, que ejecute 15 corridas con datos reales y 30 corridas con datos al azar para la prueba de Monte Carlo. Una vez seleccionado el modo autopiloto en nivel medio se procede a seleccionar la forma en que se va a medir la distancia entre las diferentes unidades de muestreo. En la misma ventana se selecciona la pestaña “Distance Measure” y se escoge el algoritmo que más se adecue a la naturaleza de nuestros datos. En ecología de comunidades los índices más comunes para obtener las distancias son Sorensen, Distancia Euclidiana y Jaccard. En este ejemplo utilizaremos la de Sorensen (Bray-Curtis) y se da clic en “OK” (Figura 19).

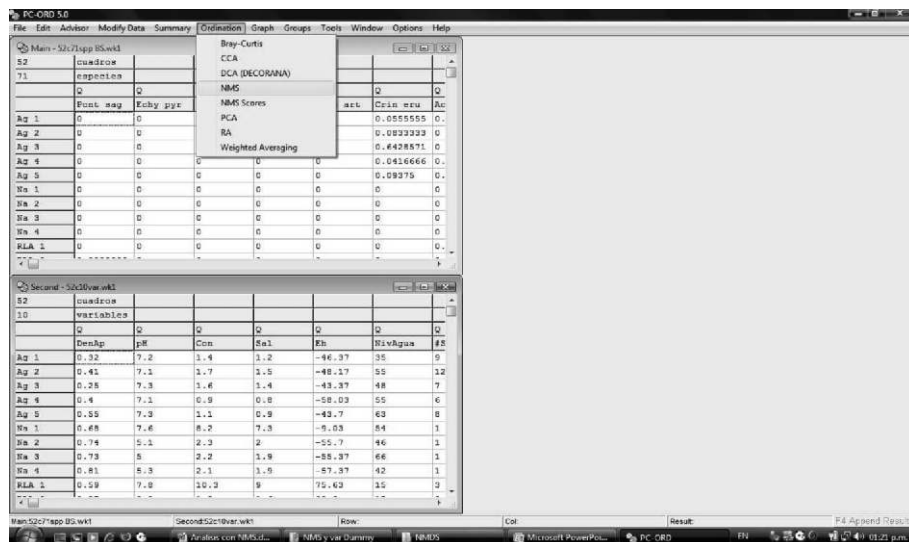


Figura 17. Selección de la ordenación tipo NMDs (Ordination > NMS).

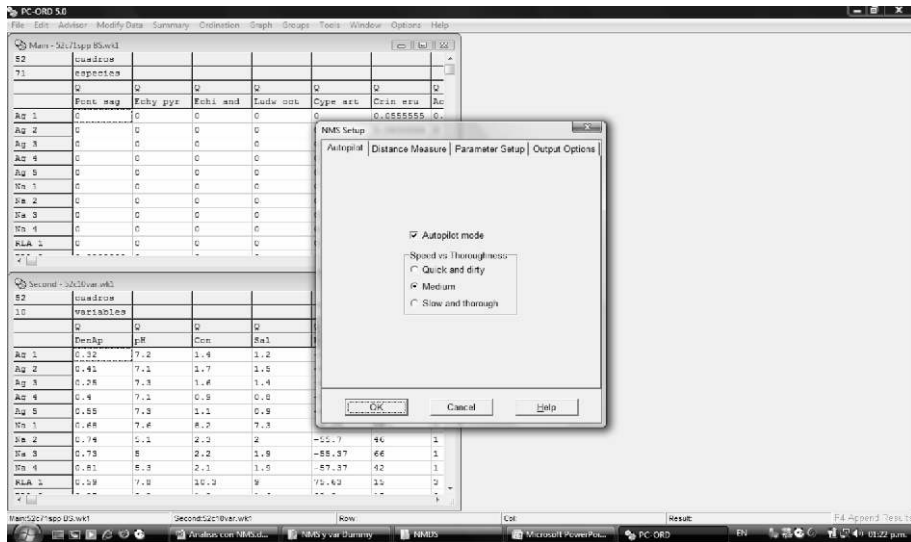


Figura 18. Selección del modo autopiloto con calidad media.

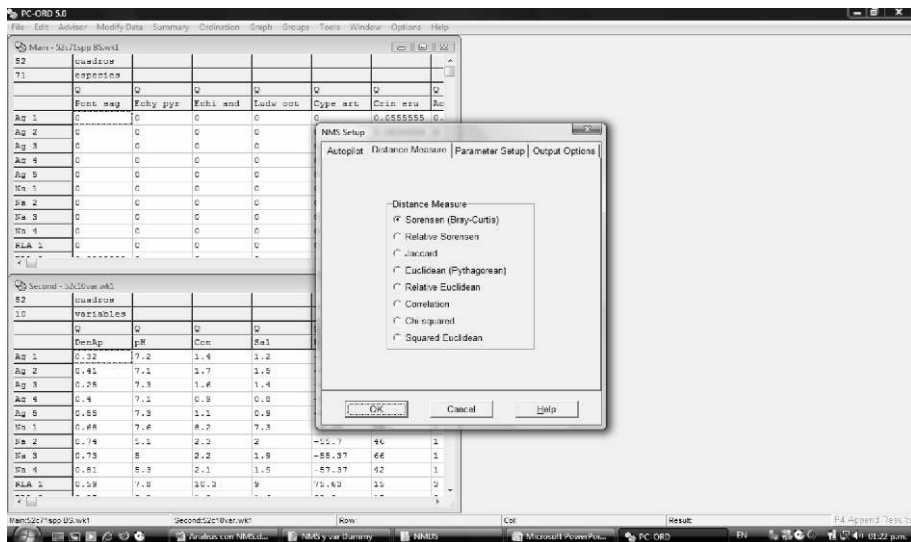


Figura 19. Selección del índice de distancia (Sorensen (Bray-Curtis)).

Al seleccionar las características del NMDS dando clic en “OK”, iniciará la ejecución del análisis. Este proceso tarda algunos minutos y dependerá del tamaño de las matrices y de la velocidad del equipo de cómputo (Figuras 20a, 20b).

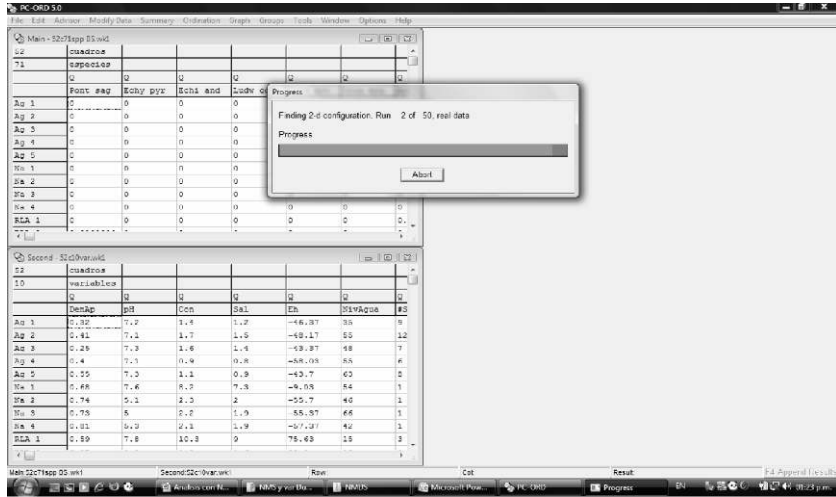


Figura 20a. Inicio de la ejecución del análisis NMDS. Se observa el progreso de la prueba de diferentes configuraciones (2 de 50 pruebas) con datos reales.

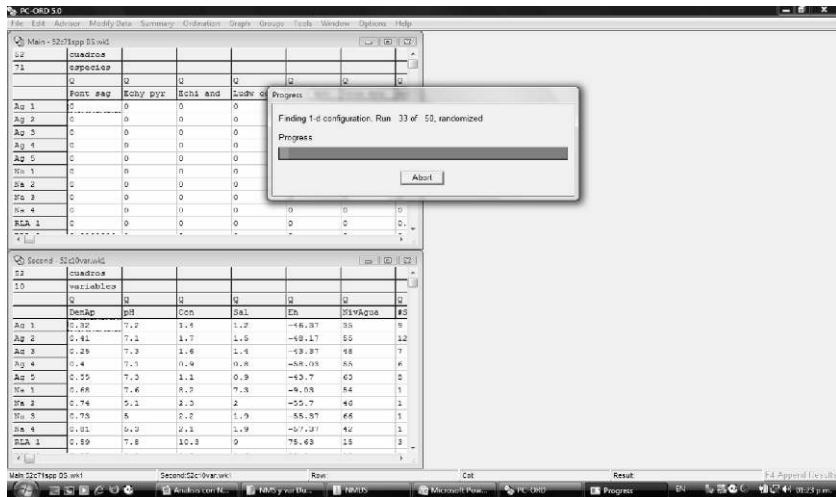


Figura 20b. Proceso avanzado de la ejecución del análisis NMDS. Se observa el progreso de la prueba de diferentes configuraciones (33 de 50 pruebas) con datos al azar.

Una vez terminado el análisis se abren tres ventanas nuevas. Una contiene las coordenadas de las unidades de muestreo (GRAPHROW.GPH), otra contiene las coordenadas de las especies (GRAPHCOL.GPH). La tercera ventana es la más importante porque contiene los resultados del análisis (Figura 21).

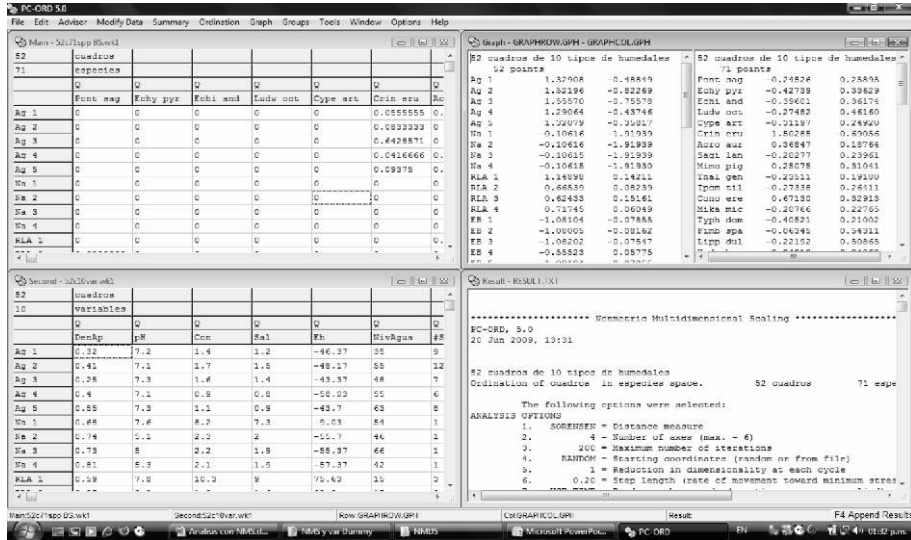


Figura 21. Etapa final del análisis de NMDS. Se observan tres nuevas ventanas con puntos de cuadros y de especies, así como los resultados generales.

Al maximizar la ventana de resultados se observará que la primera información es un resumen de las características del análisis NMDS (Figura 22). Posteriormente se presenta una tabla con las características de cada ejecución, indicando los valores de estrés y si se alcanzó o no el criterio de inestabilidad seleccionado. Las iteraciones que no alcanzaron el criterio de inestabilidad se indican con un asterisco (Figuras 23a, 23b). Posteriormente se presenta una tabla con los resultados de la prueba de Monte Carlo (Figura 24). En el presente ejemplo se rechaza la hipótesis nula de que la solución obtenida no es diferente de una solución con datos al azar para los resultados de los cuatro ejes y se sugiere que la mejor solución es la que tiene dos ejes. La representación gráfica de los resultados de la prueba de Monte Carlo se puede obtener con el menú “Graph > NMS Scree Plot” (Figuras 25 y 26).

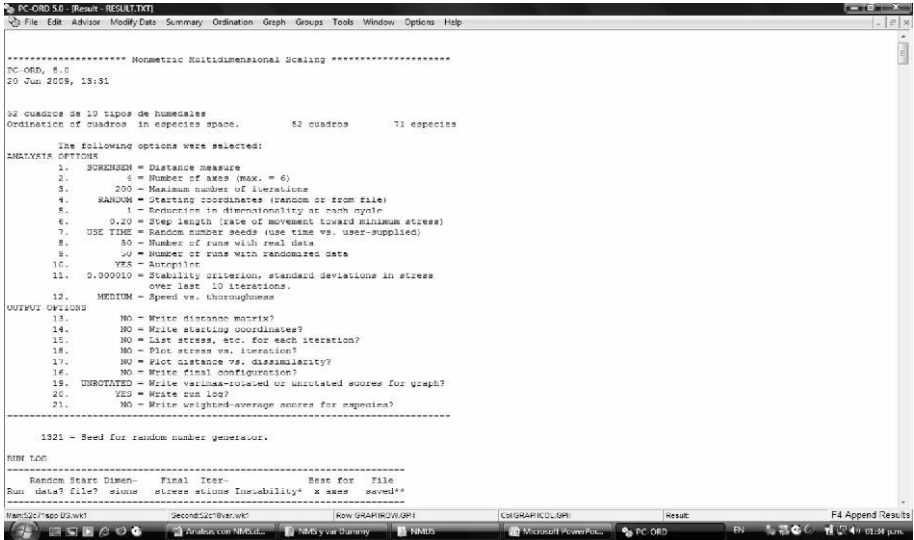


Figura 22. Resumen de las características del análisis NDMDS ejecutado.

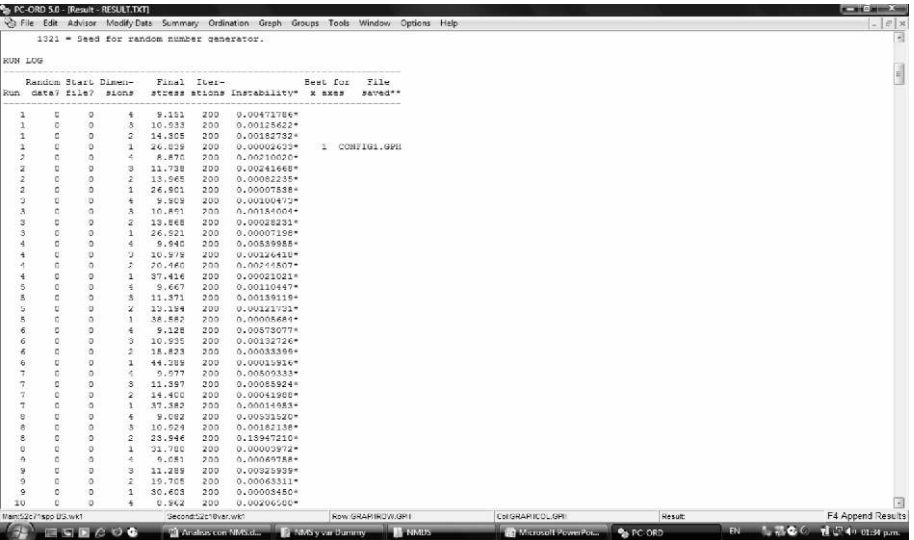


Figura 23a. Tabla con los resultados de las primeras iteraciones. Se indica la mejor solución para configuración de un eje.

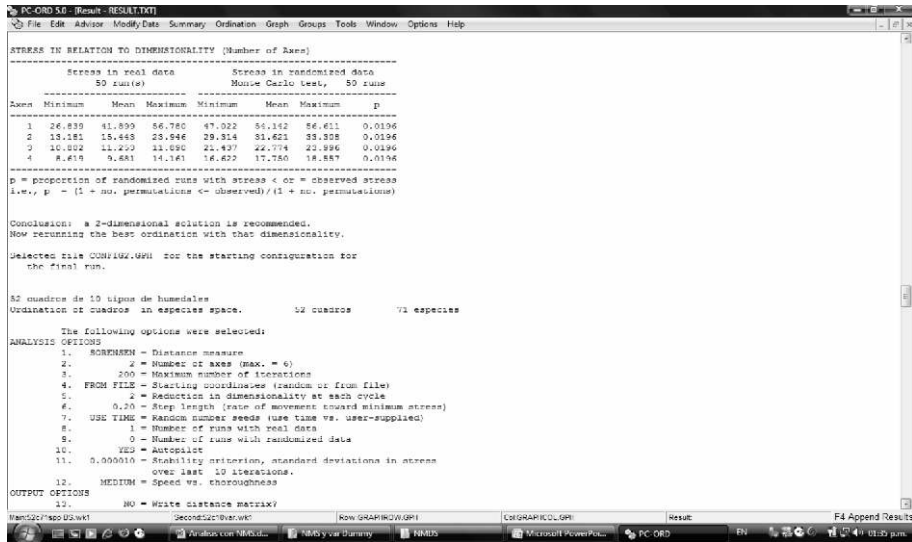


Figura 23b. Continuación de la tabla con los resultados de las iteraciones.

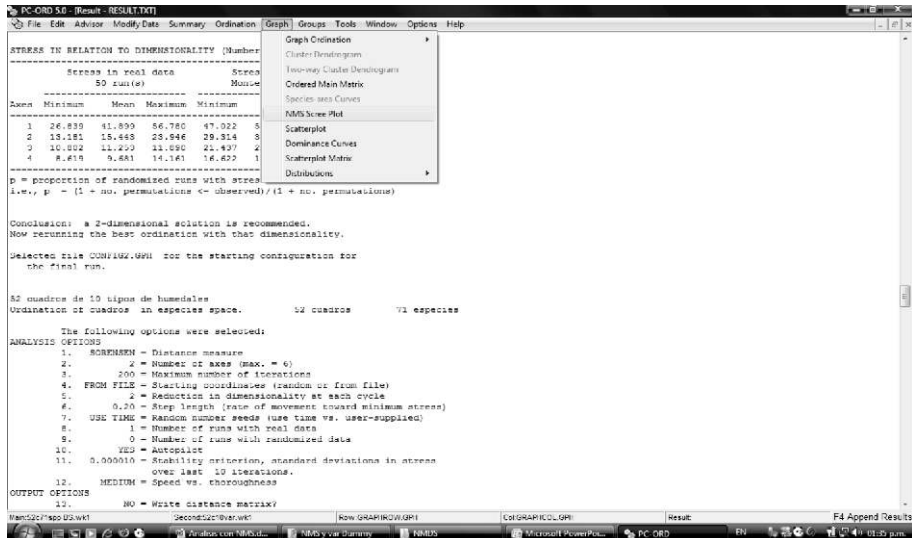


Figura 24. Resultados del análisis de Monte Carlo. Se rechaza la hipótesis nula de que no hay diferencias entre los datos reales de datos distribuidos al azar con $P < 0.05$.

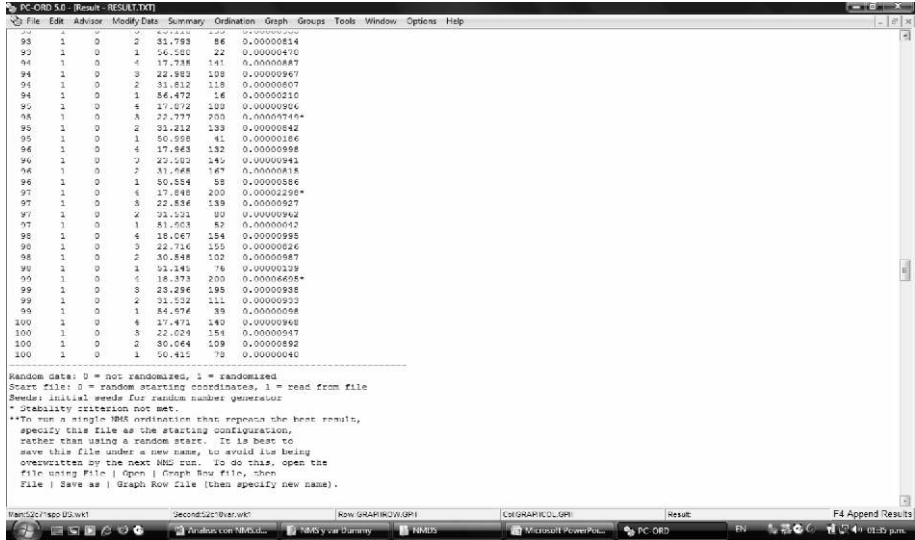


Figura 25. Procedimiento para visualizar gráficamente los resultados del análisis de Monte Carlo.

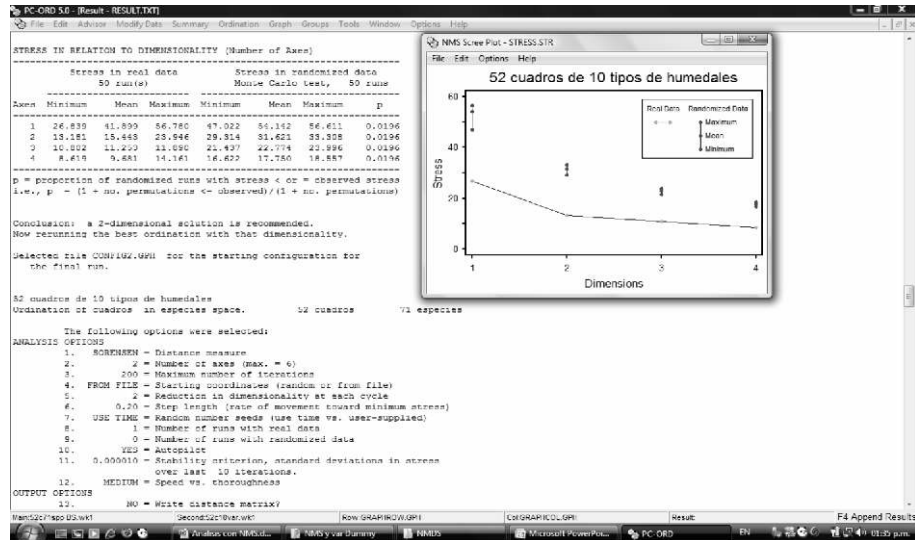


Figura 26. Representación gráfica de los resultados del análisis de Monte Carlo. En los cuatro casos la distribución de los datos reales está fuera de los límites de confianza de una distribución al azar. Una solución que no pase esta prueba no es elegible para continuar con el análisis NMDS.

Posteriormente en los resultados se indica que la solución recomendada es la de dos dimensiones (Figura 27), por lo que se procedió a ejecutar nuevamente el análisis pero ahora solamente con dos ejes y con una configuración previamente obtenida y guardada en el archivo temporal CONFIG2.GPH. Es decir que en este segundo análisis ya no se partirá de una configuración al azar (Figura 27). En las Figuras 28a y 28b se presenta una tabla con las características de cada uno de los resultados de las iteraciones del segundo análisis NMDS. Al cabo de 200 iteraciones se llegó a una solución aceptable de la distribución de las unidades de muestreo. Esta solución tiene un estrés final de 14.35, es decir que no es la mejor solución posible pero que aún nos proporciona información fiable sobre el patrón de distribución de nuestros datos. El valor de inestabilidad de esta solución fue de 0.00092, lo que indica que la mayoría de las unidades de muestreo se ubican cercanas a las de mayor similitud y lejanas de las de menor similitud.

```

PC-ORD 5.0 - [Result-RESULT.TXT]
File Edit Advisor Modify Data Summary Ordination Graph Groups Tools Window Options Help
Conclusion: a 2-dimensional solution is recommended.
Now rerunning the best ordination with that dimensionality.
Selected file CONFIG2.GPH for the starting configuration for
the final run.

52 cuadros de 10 tipos de humedales
Ordination of Cuadros in species space, 52 cuadros 71 especies

The following options were selected:
ANALYZE OPTIONS
1. SORENHSEN = Distance measure
2. 2 = Number of axes (max. = 6)
3. 200 = Maximum number of iterations
4. FROM FILE = Starting coordinates (random or from file)
5. 2 = Revert to 2-dimensionality at each cycle
6. 0.20 = Step length (size of movement toward minimum stress)
7. USE TIME = Random number seeds (use time vs. user-supplied)
8. 1 = Number of runs with real data
9. 0 = Number of runs with randomized data
10. YES = Autoplot
11. 0.00092 = Stability criterion, standard deviations in stress
over last 10 iterations.
12. MEDIUM = Speed vs. thoroughness

OUTPUT OPTIONS
13. NO = Write distance matrix?
14. NO = Write starting coordinates?
15. YES = List stress, etc. for each iteration?
16. YES = Plot stress vs. iteration?
17. NO = Plot distance vs. dissimilarity?
18. YES = Write final configuration?
19. UNPLOTED = Write unrotated or unrotated scores for graph?
20. NO = Write run log?
21. YES = Write weighted-average scores for species?

-----
File containing starting coordinates:
CONFIG2.GPH

List of stress, step length, and magnitude of the gradient
vector at each iteration.

```

Figura 27. Tabla con las características con que se ejecutó el segundo análisis NMDS a partir de la mejor solución con dos dimensiones guardada previamente en el archivo temporal CONFIG2.GPH.

PC-ORD 5.0 (Result-RESULT.TXT)

File Edit Advisor Modify Data Summary Ordination Graph Groups Tools Window Options Help

File containing starting coordinates:
CONF102.GPH

List of stress, step length, and magnitude of the gradient vector at each iteration.

Step	Stress	Instability	StepLength	Mag(G)
1	31.420999	0.20000	0.000220739	0.000220739
2	80.75931	0.20000	0.000254663	0.000254663
3	85.75677	0.62318	0.0002567652	0.0002567652
4	55.11747	1.20070	0.000224059	0.000224059
5	44.40421	1.29658	0.000252813	0.000252813
6	57.40999	0.99843	0.000207051	0.000207051
7	42.89117	0.65642	0.000202060	0.000202060
8	45.48183	0.65201	0.000210228	0.000210228
9	52.05222	0.57736	0.000202292	0.000202292
10	40.39478	0.08184428	0.42294	0.000318171
11	39.23387	0.02780070	0.21689	0.000498032
12	41.63105	0.05875518	0.43130	0.0002005012
13	38.07762	0.06165678	0.27783	0.000851642
14	37.29222	0.05272460	0.22062	0.000404002
15	34.92760	0.04610338	0.17211	0.000356015
16	36.40237	0.04857187	0.09915	0.000148840
17	36.26003	0.05024822	0.09064	0.000120256
18	36.06237	0.05042056	0.08622	0.000217088
19	25.77426	0.01079920	0.00867	0.000102647
20	35.48518	0.01789300	0.07879	0.000150518
21	35.15955	0.01801151	0.07188	0.000129496
22	34.89070	0.01022805	0.07325	0.000137072
23	34.84638	0.00980283	0.08288	0.000182114
24	24.15232	0.00027897	0.00624	0.000201802
25	33.49345	0.00881260	0.08179	0.000233878
26	32.85978	0.01037925	0.05185	0.000402297
27	21.73064	0.01202161	0.10954	0.000426052
28	26.26684	0.01894617	0.18080	0.001141861
29	25.96171	0.02009092	0.21227	0.000442388
30	24.68697	0.03601621	0.24813	0.003486627
31	24.19704	0.04025839	0.27483	0.004826586
32	20.27120	0.04766924	0.19181	0.004407427
33	20.00183	0.05104216	0.18959	0.003498888
34	20.43980	0.05027879	0.22673	0.000220229
35	16.85524	0.03106231	0.10888	0.000400228
36	18.56710	0.04580513	0.17765	0.000603588
37	10.32469	0.02772044	0.10417	0.000221242

Figura 28a. Características de los resultados de las nuevas iteraciones.

PC-ORD 5.0 (Result-RESULT.TXT)


File Edit Advisor Modify Data Summary Ordination Graph Groups Tools Window Options Help

162	14.42876	0.00124882	0.23884	0.000420731
163	14.20719	0.00120960	0.22907	0.000221470
164	14.35083	0.00070704	0.03353	0.000288849
165	14.80049	0.00085849	0.03238	0.000214211
166	14.45611	0.00090443	0.08610	0.000500410
167	14.40286	0.00078277	0.54926	0.000878447
168	14.24931	0.00078203	0.04891	0.000228120
169	14.16878	0.00091802	0.03592	0.000266888
170	14.31743	0.00094897	0.02947	0.000247346
171	14.24469	0.00100420	0.02775	0.000227200
172	14.53244	0.00046162	0.03880	0.000307853
173	14.24666	0.00099396	0.06923	0.000294961
174	14.33731	0.00099156	0.03829	0.000516894
175	14.24498	0.00082058	0.04601	0.000308816
176	14.41211	0.00074297	0.02702	0.000229351
177	14.37410	0.00048144	0.03869	0.000231661
178	14.34793	0.00066165	0.04089	0.000297241
179	14.37398	0.00054850	0.04519	0.000269376
180	14.48102	0.00074142	0.04869	0.000458011
181	14.20890	0.00069792	0.04126	0.000222725
182	14.27416	0.00072076	0.03862	0.000273108
183	14.29209	0.00069048	0.04014	0.000246211
184	14.30149	0.00068747	0.04466	0.000295446
185	14.23261	0.00070378	0.04491	0.000244137
186	14.29461	0.00069267	0.02222	0.000204919
187	14.61272	0.00035012	0.03063	0.000368100
188	14.47285	0.00100916	0.03201	0.000264994
189	14.30033	0.00101593	0.06966	0.000182126
190	14.64149	0.00125852	0.08640	0.000821077
191	14.23802	0.00127024	0.06912	0.000260387
192	14.24687	0.00130154	0.03936	0.000364630
193	14.28659	0.00180727	0.03812	0.000317197
194	14.33061	0.00129570	0.02150	0.000252076
195	14.32158	0.00127263	0.03808	0.000241881
196	14.33914	0.00127769	0.07921	0.000614346
197	14.32956	0.00120198	0.06422	0.000620712
198	14.16374	0.00181894	0.04822	0.000278286
199	14.32937	0.00024459	0.02942	0.000227042
200	14.38044	0.00091660	0.02983	0.000234778

14.35014 = final stress for 2-dimensional solution
0.00092 = final instability
200 = number of iterations

Figura 28b. Continuación (parte final) de la tabla con las características de los resultados de las nuevas iteraciones. Al final de la tabla se presentan las características de la solución obtenida en el análisis NMDS.

En la parte final del archivo de resultados se presentan las coordenadas de la solución obtenida y una gráfica que representa los cambios en el estrés desde la primera a la última iteración de la segunda ejecución del análisis NMDS (Figura 29). En este ejemplo se observa que el valor mínimo de estrés se obtuvo a partir de la iteración 49 y a partir de ahí ya no se detectaron cambios hasta la iteración 200, lo que hizo que la solución final tuviera un valor de inestabilidad bajo.

Para obtener la representación gráfica de la solución final, se debe seguir el argumento "Graph > Graph ordination > 2D", con lo que se abrirá una ventana en blanco (Figura 30). Al dar clic en el icono de "joint plot (biplot)"  se mostrará la gráfica de ordenación de las unidades de muestreo y con líneas que parten del centroide representando las variables ambientales. La longitud y dirección de cada línea indica la magnitud del gradiente de cada variable en las distintas direcciones (Figura 31). En este ejemplo los cuadros ubicados en los estanques de *Nymphaea ampla* (cuadros Na, en el extremo inferior de la gráfica) fueron los que tuvieron mayor inundación. Los cuadros con mayor perturbación fueron los dominados por la gramínea *Echinochloa pyramidalis* (cuadros Ep ubicados en la parte superior izquierda de la gráfica). Los cuadros más ricos en especies fueron los de los manglares (RLA y Ce en el lado superior derecho de la gráfica) (Figura 31).

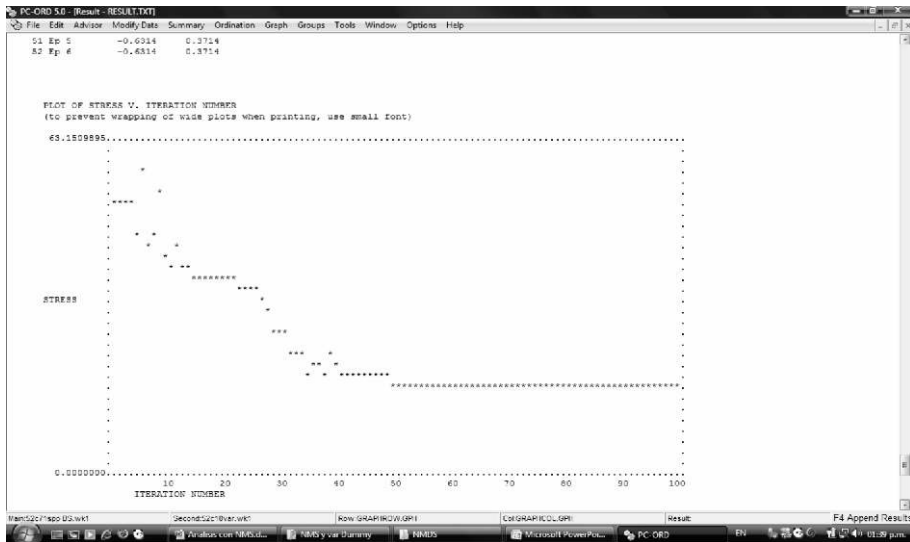


Figura 29. Gráfica del comportamiento del valor de estrés en las diferentes iteraciones del segundo análisis NMDS. El valor de estrés se mantiene estable a partir de la iteración 49.

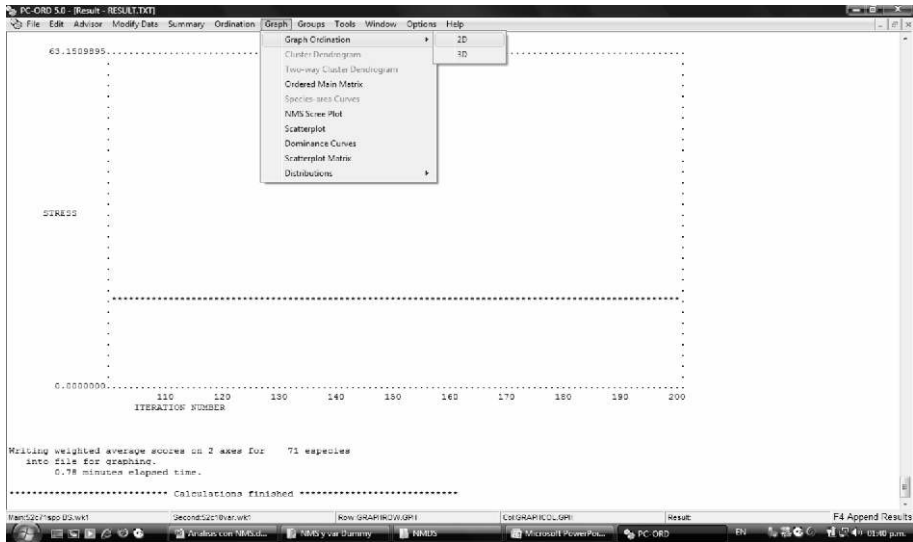


Figura 30. Procedimiento para visualizar gráficamente el resultado de la ordenación NMDS en dos dimensiones.

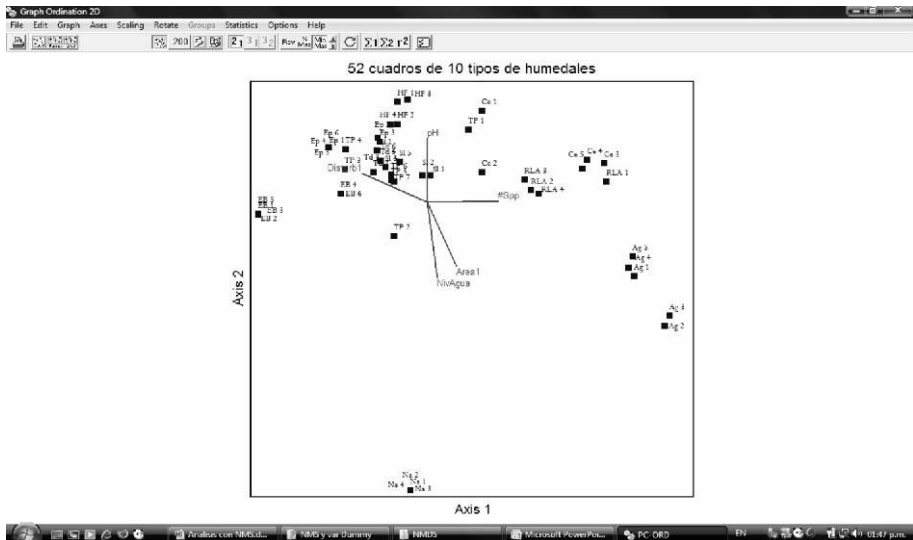


Figura 31. Gráfica de ordenación de 52 cuadros de vegetación de humedales. Las líneas rojas indican la dirección e intensidad de las variables ambientales consideradas para este estudio.

Literatura recomendada

- Beals, E.W. 1984. Bray-Curtis ordination: an effective strategy for analysis of multivariate ecological data. *Advances in Ecological Research* 14: 1-55.
- Faith, D.P., P.R. Minchin y L. Belbin. 1987. Compositional dissimilarity as a robust measure of ecological distance. *Vegetatio* 69: 57-68.
- Legendre, P. y L. Legendre. 1998. *Numerical Ecology*. Elsevier, Amsterdam.
- McCune, B. 1994. Improving community analysis with the Beals smoothing function. *Ecoscience* 1: 82-86.
- McCune, B. y J.B. Grace. 2002. *Analysis of Ecological Communities*. MjM Software Design, Gleneden Beach, Oregon.
- McCune, B. y M.J. Mefford. 1999. *PC-ORD for Windows. Multivariate Analysis of Ecological Data. Version 4.01*. MjM Software Design, Gleneden Beach, Oregon.
- Minchin, P.R. 1987. An evaluation of the relative robustness of techniques for ecological ordination. *Vegetatio* 69: 89–108.
- Moreno-Casasola, P., H. López Rosas, D. Infante Mata, L.A. Peralta, A.C. Travieso-Bello y B.G. Warner. 2009. Environmental and anthropogenic factors associated with coastal wetland differentiation in La Mancha, Veracruz, Mexico. *Plant Ecology* 200: 37-52.

LA FLORA Y LA FAUNA

12

Biomasa y productividad vegetal

Dulce Infante Mata
y Patricia Moreno-Casasola B.

Los humedales se conocen como ecosistemas sumamente productivos. Muchas pesquerías dependen de la productividad de los manglares, es decir, de la cantidad de nutrientes que aportan las hojas, pero también las ramas, flores y frutos que caen al agua, y que se descomponen y son arrastrados a las lagunas. Los manglares frecuentemente están rodeados por humedales de agua dulce, también muy productivos, pero sobre los cuales hay poca información. Por tanto, hay un gran interés en contar con datos sobre la acumulación de biomasa aérea y subterránea de las comunidades herbáceas, arbustivas y arbóreas de humedales de zonas tropicales.

La biomasa se define como la masa de tejido vivo en un momento dado en una unidad dada de superficie (Lieth y Whittaker 1975). Frecuentemente se divide en la biomasa aérea (ramas, tronco, tallos, hojas, flores etc. es decir toda la parte de la planta sobre la superficie del suelo) y la biomasa subterránea (raíces, rizomas, tubérculos, etc.). En ecología cuando se habla de biomasa, generalmente se incluye tanto la materia viva como la muerta. Esta biomasa se divide en la biomasa en pie (*standing crop*) que incluye toda la biomasa viva y muerta que aún está adherida a la planta, y las partes muertas de las plantas junto con plantas enteras pero muertas se conoce como el total de litter (*standing litter*).

La productividad primaria bruta se define como la asimilación de materia orgánica por una comunidad durante un periodo específico e incluye la cantidad usada también durante la respiración de la planta. La productividad primaria neta es la biomasa que se incorpora a la comunidad vegetal durante un período específico y a la cual se resta la cantidad perdida con la respiración. Esta es la cantidad que se mide cuando se hace una cosecha de plantas.

La acumulación de biomasa es una medida del crecimiento y se utiliza para estimar la productividad primaria en los ecosistemas. Sin embargo, es necesario percatarse y hacer las correcciones necesarias para tomar en cuenta la mortalidad o la pérdida de partes de las plantas durante el crecimiento, lo cual a su vez dependerá tanto de las características de crecimiento de las plantas como de la frecuencia de muestreo. La producción primaria neta aérea (PPNA) es la biomasa incorporada en las partes aéreas de la plantas (vegetativas y reproductivas) de una comunidad vegetal. Un ejemplo puede verse en el trabajo desarrollado por de Leeuw *et al.* (1996).

El muestreo de la biomasa para monitoreo de un humedal debe tomar en consideración no solamente la biomasa viva sino también la cantidad de biomasa muerta y la acumulación de litter. Estas medidas difieren considerablemente a lo largo de gradientes de perturbación y son indicadores excelentes de los impactos en el funcionamiento de los ecosistemas (Richardson y Vymazal 2001).

Hay una gran cantidad de métodos para medir la productividad primaria basada en cambios en la biomasa, y hay tanto métodos destructivos (cosechas) como no destructivos (desarrollo de regresiones para predecir la biomasa –Whittaker 1965). Estos últimos se han utilizado sobre todo en bosques y hay pocos ejemplos en humedales herbáceos (Dickerman *et al.* 1986, Daoust y Childers 1998). Algunos métodos asumen pérdidas insignificantes de material, otros compensan los cambios en materia viva y muerta a lo largo del tiempo. El trabajo de Richardson y Vymazal (2001) explica las diferentes metodologías. La decisión final de cuál utilizar dependerá de los objetivos del trabajo, de la precisión requerida y del tiempo que se pueda emplear en el trabajo. El método más preciso es el de Wiegert y Evens (1964).

COSECHAS

El objetivo de las cosechas generalmente es remover y pesar la vegetación de suficientes unidades de muestreo para obtener un valor medio de biomasa suficientemente preciso como para mostrar diferencias significativas entre sitios y/o a lo largo de distintos periodos de tiempo. Una vez colectada la vegetación (partes aéreas y/o subterráneas), el material se seca en el horno (60 a 80 C° durante 24 horas o hasta alcanzar un peso constante) para poder comparar los valores entre muestras. Hay que tomar en consideración que si se seca demasiado se pueden perder los compuestos volátiles, sobre todo en las partes aéreas. El tiempo de secado puede incrementarse sobre todo en muestras de litter que han estado sumergidas y han absorbido gran cantidad de agua. Los órganos subterráneos de algunas plantas (i.e. *Typha*) o partes leñosas pueden requerir hasta una semana. Generalmente se usan bolsas de papel para no perder nada de la biomasa, y hay que recordar restar el peso de la bolsa al peso final de la materia seca dentro de la bolsa. Los valores se expresan con base en el peso seco o materia seca (g de materia seca/m² por año). Richardson y Vymazal (2001) consideran que usar el término peso seco es incorrecto, ya que el peso no es una unidad de masa. El contenido de agua en material fresco y su variabilidad hace que el peso fresco sea un valor muy inexacto.

Una vez que se han decidido los objetivos del trabajo hay varias decisiones que se deben tomar:

- i. Qué categorías de biomasa se van a medir: partes vivas, biomasa en pie (plantas muertas en pie y partes muertas que están aun adheridas a la planta viva), y/o litter (partes muertas que ya se encuentran en el suelo), todo el conjunto de la parte aérea o separada por estructuras, incluir la biomasa subterránea y si es así separarla por estructuras o dejar un solo valor
- ii. Si se requiere la biomasa de toda la comunidad, es suficiente con un valor general o se requiere separar especie por especie
- iii. Qué partes de la planta quedarán incluidas en la unidad de muestreo (sólo las enraizadas, o todas aquellas cuyas hojas toquen el interior)
- iv. Si está inundado, las plantas se cortarán a nivel del suelo o al nivel donde llega el agua
- v. Cuántas unidades de muestreo se van a requerir
- vi. Si cuento con espacio suficiente en refrigeradores y estufas para poder almacenar el material durante la separación y limpieza y durante el secado. Cuando se muestrea un gran número de cuadros, la cantidad de bolsas que se acumula y el volumen que ocupan implica el uso de una cámara de refrigeración. En ocasiones es posible rentar un espacio en algún comercio que las use.

Si se van a pesar las estructuras por separado, es importante hacerlo lo más pronto posible, pues conforme pasa el tiempo es cada vez más difícil diferenciarlas por especies. En el caso de la parte subterránea, conviene lavar el material colocándolo en una coladera sobre una cubeta y lavarlo cuidadosamente con un pequeño chorro de agua, para ir separando la tierra y recuperar las raíces más pequeñas. Frecuentemente es difícil separar las raíces vivas, de las muertas y mucho más complejo separar entre especies.

Richardson y Vymazal (2001) dan algunas ideas de materiales para utilizar para delimitar la superficie de muestreo. Éstos generalmente se hacen usando cuadrantes. Cuando la vegetación es muy densa se puede usar material rígido en dos partes y se ensambla ya en posición, por ejemplo tubos de PVC con acopladores en las esquinas. Cuando hay que colocar el cuadro a cierta profundidad, se recomienda usar un marco con patas que puedan penetrar el sedimento y de esa manera colocarlo y posteriormente presionar para enterrarlo una vez que se han acomodado las hojas y tallos pertenecientes al cuadro. Los cuadrantes para muestrear hidrófitas libre flotadoras también deben ser flotantes y especies diminutas como *Lemna* spp., requieren de cuadros de material delgado.

El muestreo de arbustos y árboles requiere cuadrantes de mayor tamaño (2 x 2m y 5 x 5m para arbustos y 10 x 10m para árboles) y debe valorarse cuidadosamente la necesidad de un muestreo destructivo. Muchas veces es difícil separar individuos en arbustos muy ramificados, por lo que se sugiere cosechar todo el cuadro. Para este tipo de formas de crecimiento se sugiere el uso de métodos indirectos como las regresiones alométricas y se denomina análisis indirecto de plantas leñosas (Whittaker 1962 y 1965). Consiste en i) marcar los árboles por especie y medir su DAP en cuadros de 10 x 10 m, ii) cosechar árboles de cada especie a manera de muestra y desarrollar regresiones para relacionar la biomasa con los parámetros de crecimiento de interés, iii) convertirlos en relación a una superficie de tierra aplicando las ecuaciones alométricas obtenidas para las distintas especies y tamaños.

MUESTREO DE LA BIOMASA AÉREA

Es importante recordar que cada bolsa debe estar rotulada indicando el tipo de humedal, el número de cuadro, el día de colecta y la especie o conjunto de especies. Debe tener un número para poderle dar seguimiento durante el proceso de secado y pesado. Se deben usar marcadores permanentes.

Macrófitas herbáceas enraizadas. Las plantas herbáceas deben ser cortadas a nivel del suelo usando tijeras o navajas. Cuando está inundado hay que hacer mucho por tacto, y se recomienda usar guantes. El material se guarda en bolsas de plástico rotuladas.

Macrófitas flotantes. El método utilizado dependerá del tamaño de la especie. Para especies de tamaño grande, como la lechuga de agua (*Pistia stratiotes*) o el lirio acuático (*Eichhornea crassipes*), se pueden jalar con la mano y meter a bolsas de plástico, delimitando previamente el cuadrante de muestreo. Especies más pequeñas pueden también ser recogidas con la mano, con cucharas o coladeras de tamaño apropiado, y ser guardadas en bolsas de plástico o en cubetas.

Especies leñosas. La hojarasca, ramas, estructuras reproductivas, etc. que caen al suelo, se capturan en trampas, cuyo tamaño y forma varía. El tamaño generalmente oscila entre 0.25 y 1 m², dependiendo de la densidad de los árboles. En la siguiente sección se describe esta metodología con detalle.

La captura de hojarasca en trampas, como se explica a continuación, también ha sido un método para estimar la productividad. Se ha aplicado por gran cantidad de investigadores por ejemplo en manglares (ver cuadro comparativo en Utrera y Moreno-Casasola 2008).

MONITOREO DE HOJARASCA EN HUMEDALES ARBÓREOS

Una parte substancial de la producción primaria neta del manglar y las selvas inundables se convierte en hojas, flores, frutos y estípulas que caen al suelo. Este componente denominado hojarasca (*litter*) representa uno de los aportes de materia orgánica más importantes para la economía del estuario y de cualquier humedal arbóreo. Su incorporación a la red trófica del mismo determina en gran medida la fertilización de las aguas y la alta producción secundaria de los sistemas costeros (Flores-Verdugo *et al.* 1987, Barreiro y Signoret 1999, Utrera-López y Moreno-Casasola 2008).

La estimación de la cantidad de hojarasca que producen los humedales arbóreos se realiza a través de colocar trampas de hojarasca debajo del dosel y en las cuales se quedan atrapadas las hojas antes de caer al suelo. El material que ha caído dentro es colectado periódicamente (de ser posible cada mes o al menos cada dos meses), durante un año mínimo, siendo posible determinar la cantidad de hojarasca que el ecosistema está produciendo. Los datos de hojarasca se pueden presentar en valores anuales ($\text{ton ha}^{-2} \text{año}^{-1}$) o mensuales ($\text{g m}^{-2} \text{mes}^{-1}$).

MÉTODO PARA LA ELABORACIÓN DE TRAMPAS Y COLECTA DE HOJARASCA

Material para trampas de hojarasca

- Rollo de malla mosquitero de 1.50 m de ancho, cortada en cuadros de 1 x 0.75 m
- Hilo de cáñamo
- Aguja para estambre
- Cinta de aislar
- Tijeras
- 170 cm de manguera de conducción negra de ½ pulgada, para formar un aro de 52 cm de diámetro
- 10 cm de manguera de conducción naranja de ¾ pulgada
- Segueta
- Rollos de hilo de rafia

Materia para colecta de la hojarasca

- Bolsas de papel tamaño (no. 8 y no. 16)
- Bolsas de polipapel (35 cm por 45 cm)
- Bolsas de plástico negras para transportar las bolsas con la hojarasca colectada (75 cm por 90 cm)
- Engrapadora y repuestos de grapas
- Plumón indeleble y lápiz
- Libreta de campo
- Guantes de tela

Elaboración de las trampas para hojarasca

El cuadro de malla se dobla y se cose lateralmente para formar una canasta. En la parte superior se hace un dobléz de cada lado (a manera de dobladillo) para que entre la manguera y dar forma a la trampa de hojarasca. Con estas medidas debe quedar una circunferencia de 52 cm de diámetro. La manguera es introducida por uno de los extremos del dobléz de la malla, y cuando se termina de introducir la manguera se recubren con dos vueltas de cinta de aislar cada uno de los extremos del tubo y finalmente se unen con el trozo de manguera de 10 cm. En la Figura 1 puede verse un esquema de la trampa.

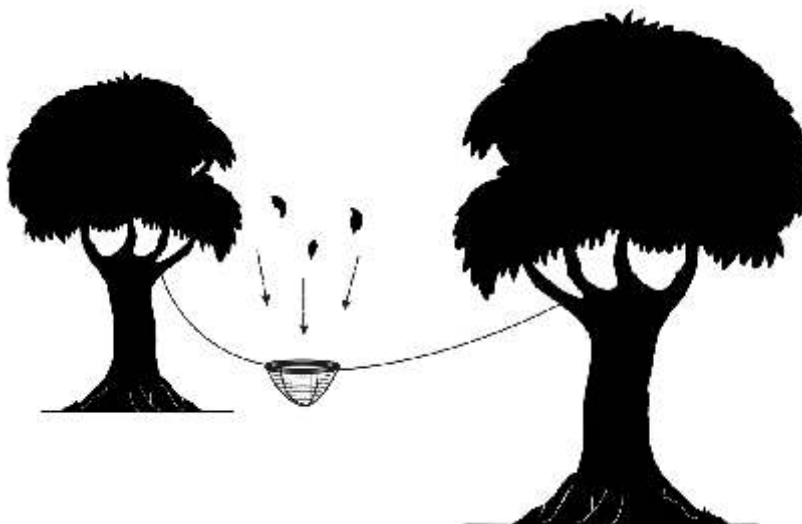


Figura 1. Esquema de la trampa de hojarasca y de su colocación en el campo. La trampa se debe amarrar por lo menos a tres árboles.

Una vez armada la trampa, se le amarran tres cuerdas de rafia a la manguera a distancias iguales. Las trampas son amarradas a los troncos de los árboles cuidando de que queden horizontales. La altura mínima a la que se ubicaran las trampas es de 1.5 a 2 m, pero si es una selva o manglar con nivel de inundación mayor, éstas deben de ubicarse por arriba del nivel máximo de inundación. En zonas de inundación no es recomendable usar trampas con patas clavadas en el suelo, pues fácilmente son arrastradas. La consideración de altura de las trampas también es importante, ya que si no se colocan a la altura adecuada pueden ser arrastradas por las venidas extraordinarias de agua o llenarse de material no deseado, por ejemplo hojas arrastradas por la corriente o lodo, y alterar los datos. En este último caso se desecha esa colecta. Las trampas deben de ser etiquetadas con un número que las identifique y con la fecha de instalación. Para ello puede utilizarse cinta flaggin de color o etiquetas metálicas; también es muy práctico pintar el número de trampa con el plumón indeleble en la malla mosquitero.

Instalación de las trampas para hojarasca

¿Cómo ubicar las trampas de hojarasca en el campo?

Las trampas se pueden ubicar en campo haciendo transectos de 50 ó 100 m y sorteando el número de metro en el cual se ubicará la trampa. O bien se pueden ubicar las trampas sistemáticamente a distancias de 20 ó 30 m.

Si ya se tienen puntos de monitoreo preestablecidos (por ejemplo, de agua o vegetación) dentro del humedal, se pueden usar para colocar allí las trampas. Si se va a iniciar un monitoreo de vegetación y productividad de hojarasca, lo conveniente es que se coloquen las trampas dentro de los cuadros de vegetación que se evaluarán para que se pueda analizar la productividad y relacionarla con la estructura y composición de la vegetación y/o los parámetros que se estarán midiendo. Una alternativa es ubicar la trampa en el centro del cuadro de vegetación de 10 x 10 m.

¿Cada cuánto tiempo se debe de hacer la colecta?

Debe de realizarse mensualmente ya que más tiempo puede provocar pérdida de hojarasca por procesos de descomposición. La fecha de colecta debe mantenerse fija mes con mes. Es preferible que corresponda al final o al inicio de cada mes, ya que los datos se reportan mensualmente. Debe de anotarse la fecha y el número de trampa en las bolsas de papel, y resulta muy útil llevar el control de la colecta en una libreta de campo o en la hoja de control (Formato 1). También se debe elaborar un croquis con la ubicación de

cada trampa dentro del sitio de trabajo (coordenadas del GPS), ya que ayuda a ubicar a las trampas que quedan ocultas por lo cerrado de la vegetación, o que puedan haber sido tiradas por ramas, por inundación o incluso que hayan sido robadas. Esto permite reemplazar la trampa en el mismo espacio donde fue colocada inicialmente.

La colecta se debe de realizar con guantes para tener una protección ya que las trampas se convierten en microhábitats ideales para arañas, nidos de hormigas, ranas, moscas, grillos, o incluso pequeños mamíferos (ratones, zarigüellas o tlacuaches). En época de lluvias la hojarasca se encuentra muy mojada. Por tanto, es recomendable realizar la colecta en bolsas de polipapel o de plástico, ya que si se realiza en bolsas de papel, al humedecerse se comienzan a deshacer. En el laboratorio debe de tenerse la precaución de poner a secar a temperatura ambiente la hojarasca, para evitar que el exceso de humedad promueva la descomposición de ésta. Ya seca debe de introducirse en bolsas de papel para su almacenamiento o para el secado en la estufa. Sin embargo, si realiza la colecta en bolsas de papel y la hojarasca está mojada debe poner las bolsas a secar al sol o en laboratorio a temperatura ambiente, para su posterior procesamiento.

¿Qué datos se pueden obtener de las colectas?

Depende de los objetivos del estudio. Por ejemplo, si únicamente interesa saber cuánta hojarasca produce cada sitio, basta con poner a secar la colecta en una estufa a 70°C por 72 h y pesarla en una balanza, restando el peso de la bolsa de papel.

Si interesa saber que cantidad de cada uno de los componentes de la hojarasca está aportando cada especie mensualmente, entonces se deben de separar por especie las hojas, las semillas, los frutos, las flores e incluso las ramas que se tengan en la colecta. Para realizar este trabajo se requiere conocer y poder reconocer las estructuras secas de cada una de las especies, por lo que se debe tener bien identificada a cada especie. Ya separados los componentes de cada especie, se colocan en bolsas de papel etiquetadas con el nombre de la especie, el componente (hoja, flor, semillas, fruto, ramas) y el número de trampa. Se ponen a secar en la estufa y después se pesa el contenido, restando el peso de la bolsa.

¿Cómo analizar los datos?

Primero se debe saber qué área de colecta cubre la trampa de hojarasca. Para las trampas circulares que se proponen en este manual el área de colecta por trampa es de 0.2124 m². La fórmula para obtener el área de colecta de las trampas a partir del dato que se tiene (52 cm de diámetro) es:

$$A = \rho \times r^2$$

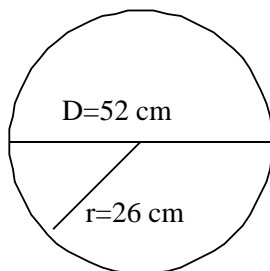
Donde:

$$r = d/2 = 52/2 = 26 \text{ cm}$$

$$\rho = 3.1416$$

$$A = 3.1416 \times (26)^2$$

$$A = 2123.72 \text{ cm}^2$$



Para transformar a metros cuadrados se debe dividir entre 10,000 que es el número de cm^2 que tiene un m^2 :

$$A = 2123.72 / 10000$$

$$A = 0.2124 \text{ m}^2$$

Ahora ya se sabe que área por trampa se está muestreando. El área total de muestreo se obtiene al multiplicar el área de las trampas utilizadas por el número total de éstas instaladas en el humedal arbóreo:

$$\text{Área por trampa} = 0.2124$$

$$\text{Número de trampas} = 15$$

$$\text{Área total muestreada} = 0.2124 \text{ m}^2 \times 15$$

$$\text{Área total muestreada} = 3.186 \text{ m}^2$$

¿Qué interesa conocer de nuestras colectas?

Para humedales arbóreos donde interesa de forma general estimar cuál es la producción mensual y anual de la comunidad vegetal, basta con anotar los datos con el peso de cada una de las trampas por mes (Formato 2). Aquí se suma todo el material que cayó en la trampa sin separarlo por especie o componente, pero hay que recordar descontar el peso de la bolsa de papel.

Finalmente se obtiene una gráfica con el promedio de las 10 ó 15 trampas por mes, con barras de error estándar. Los datos se representan como $\text{gr m}^{-2} \text{ mes}^{-1}$. El valor anual se estima con la suma total de cada mes por trampa, se calcula y pone el error estándar y se reportan los datos como $\text{ton ha}^{-2} \text{ año}^{-1}$ de hojarasca.

Para analizar cada componente de la hojarasca, el trato de datos es el mismo pero ahora los cálculos se hacen por componente (hojas, tallos y estructuras reproductivas,

como frutos, semillas, flores) y por mes. Si se quiere saber cuánto aporta cada especie al ecosistema entonces se deben de separar los componentes por especie y pesarlos. Esto permite conocer la fenología de cada especie y saber cuántas de ellas contribuyen con su hojarasca, además de poder estimar la cantidad anual de hojarasca.

Algunos ejemplos del tipo de gráficas que se pueden obtener con los datos de hojarasca se presentan en la Figura 2, donde aparece el valor de la biomasa del dosel para las selvas inundables de La Mancha, La Apompal, El Salado, Ciénaga del Fuerte y Laguna Chica, ubicadas en la planicie costera del Golfo de México en el Estado de Veracruz. El periodo de colecta correspondió a septiembre 2005 a agosto 2006.

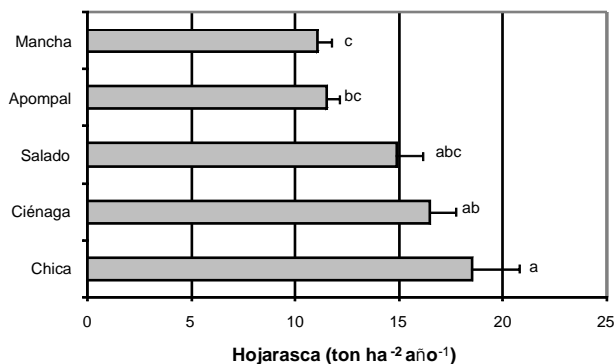


Figura 2. Productividad anual de hojarasca de las selvas inundables de noviembre 2005 a octubre 2006 (Datos no publicados, tesis doctorado Dulce Infante Mata, 2008).

Cálculo de madera viva

Para calcular el volumen de madera viva de los árboles en pie, en un bosque de manglar, ecosistema forestal natural o plantaciones, se puede aplicar la fórmula:

$$V = \frac{3.1416 \times (\text{DAP})^2 \times h \times f}{4}$$

Donde:

V = Volumen de la madera en metros cúbicos

Dap = Diámetro del árbol a la altura del pecho en metros

Hc = Altura comercial del árbol en metros

f = Factor de forma = 0.75

El diámetro a la altura del pecho (DAP) debe reportarse en metros y registrarse a los 1.37 m de altura de la base o bien en los árboles con contrafuertes, zancos o muchas bifurcaciones arriba de éstos, donde el fuste es recto (ver el capítulo sobre muestreo de vegetación). Se recomienda usar una cinta densométrica para obtener el DAP directamente, pero si se utiliza una cinta métrica es necesario recordar obtener el diámetro a partir de la medida de perímetro registrada.

Para aplicar la fórmula también se necesita la altura comercial (H_c) del árbol, que se refiere simplemente a la altura hasta donde el fuste esté recto, es decir hasta donde comienza el dosel del árbol. El factor de forma (f) es una característica que tiene cada especie, pero por convenio, se utiliza el valor de 0.75 para todas las especies.

Ejemplo: para un árbol de *Avicenia germinans* se registraron los siguientes datos:

DAP = 40 cm = 0.40 m

H_c = 12 m

F = 0.75

Usando la fórmula se obtiene el volumen de madera del árbol muestreado:

$$V = \frac{3.1415 \times (0.40 \text{ m})^2 \times 12 \text{ m} \times 0.75}{4}$$

$$V = 1.13 \text{ m}^3$$

Es recomendable apuntar los datos en campo en un formato para llevar un mejor control de la información que se está obteniendo (Formato 3).

Literatura recomendada

Barreiro, G.M.T. y M. Signoret. 1999. *Productividad Primaria en Sistemas Acuáticos Costeros. Métodos de Evaluación*. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco. DF. México.

Daoust, R.J. y D.L. Childers. 1998. Quantifying aboveground biomass and estimating net aboveground primary production for wetland macrophytes using a non-destructive phenometric technique. *Aquatic Botany* 62: 115-133.

Dickerman, J.A., A.J. Stewart y R.G. Wetzel. 1986. Estimates of net aerial aboveground production to sampling frequency. *Ecology* 67: 650-659.

- De Leeuw, J., A. Wielemaker, W. de Munck y P.M.J. Hermna. 1996. Net aerial aboveground production (NAPP) of the marsh macrophyte *Scirpus maritimus* estimated by a combination of destructive and non-destructive sampling methods. *Vegetatio* 123: 101-108.
- Flores-Verdugo, F., J.W. Jr. Day y R. Briseño-Dueñas. 1987. Structure, litter fall, decomposition, and detritus dynamics of mangroves in a Mexican coastal lagoon with an ephemeral inlet. *Marine Ecology-Progress Series* 35: 83-90.
- Lieth, H. y R.H. Whittaker. 1975. *Primary Productivity of the Biosphere*. Ecological Studies Vol 14. Springer Verlag, Berlin.
- Richardson, C.J. y J. Vymazal. 2001. Sampling macrophytes in wetlands. R.B. Rader, D.B. Batzer y S.A. Wissinger (eds). *Bioassessment and Management of North American Freshwater Wetlands*. pp. 297-338. John Wiley & Sons Inc. Nueva York.
- Utrera-López, M.E. y P. Moreno-Casasola. 2008. Mangrove litter dynamics in La Mancha Lagoon, Veracruz, Mexico. *Wetland Ecology and Management* 16 (1): 11-22.
- Whittaker, R.H. 1962. Net production relations of shrubs in the Great Smokey Mountains. *Ecology* 43: 357-377.
- Whittaker, R.H. 1965. Branch dimensions and estimation of branch production. *Ecology* 46: 365-370.
- Wiegert, R.H. y F.C. Evans. 1964. Primary production and the disappearance of dead vegetation on an old field in southeastern Michigan. *Ecology* 45: 49-63.

Páginas web

Aprendamos a cubicar nuestra madera

<http://www.unapiquitos.edu.pe/intranet/pagsphp/docentes/archivos/CUBICAR%20MADERA.pdf?PHPSESSID=14fb659fa3bef7103612380ed1ecdb85>.

González, Y. y C.M. Cuadra. 2004. *Estandarización de Unidades Medidas y Cálculo de Volúmenes de Madera*. Gobierno de Nicaragua, Instituto Nacional Forestal: 22. http://www.inafor.gob.ni:8080/documentos_tecnicos/pdf/Manuales%20T%C3%A9cnicos/ESTANDARIZACION%20DE%20UNIDADES%20DE%20MEDIDA%20Y%20CALCULOS%20DE%20VOLUMENES%20DE%20MADERA.pdf.

Formatos**Formato 1.** Hoja de control de colecta

Fecha de colecta _____

Lugar _____

Colector _____

Observaciones _____

Número de trampa	Colecta realizada	Observaciones
1	Si	Trampa en buen estado
2	No	La trampa se cayó, ya fue reemplazada
3	Si	Necesita ser sustituida, la malla se está rompiendo
4	Si	En buen estado
5	Si	En buen estado
6	No	Le cayó una rama encima
7	Si	En buen estado
....
N	etc....

Formato 2. Productividad total mensual y anual por trampa. Hay que recordar transformar los datos de cada trampa a las unidades gr m^2 .

Trampa	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	TOTAL
1													
2													
3													
4													
5													
6													
7													
8													
9													
10													
TOTAL													
PROMEDIO													

Formato 3. Captura de datos para biomasa en pie.

Sitio de muestreo			Fecha		
Participantes del muestreo			Cuadro o transecto de muestreo		
No. de individuo	Especie	DAP	Altura total del árbol	Altura comercial (altura del fuste recto)	Observaciones
1					
2					
3					
4					
5					
.					
.					
.					
.					
N					

LA FLORA Y LA FAUNA

13

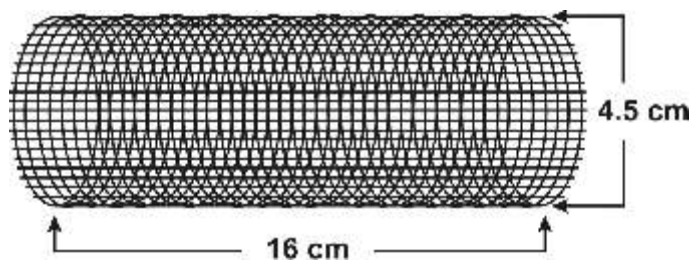
Metodología para medir
la productividad subterránea

Eduardo Cejudo
y Ascensión Capistrán

La productividad primaria neta se define como el total de energía fijada en las plantas a través de la fotosíntesis por unidad de tiempo, considerando el total de la biomasa aérea (madera, hojas, ramas, flores, frutos) y subterránea (raíces). El total del aumento en masa se estima en gramos, kilogramos o toneladas en un ecosistema determinado, por unidad de superficie (m^2 o hectáreas) o volumen (m^3). Por facilidades metodológicas es más común encontrar reportes de productividad aérea (colecta de biomasa, aumento en DAP) que subterránea. A continuación se describe la metodología para la construcción, la instalación en campo y el análisis de laboratorio y de datos para obtener la productividad subterránea (raíces) en humedales herbáceos y arbóreos.

CONSTRUCCIÓN DE TRAMPAS

El fundamento metodológico parte del proceso denominado "*In growth method*", que considera la cuantificación de raíces en un volumen delimitado por barreras físicas que permitan mantener un volumen constante y al mismo tiempo no impida el crecimiento de las raíces. Para esto se usaron cilindros de malla de tamiz (8 mm de luz) de acero inoxidable. Se cortaron cuadros de 16 x 14 cm de malla, para elaborar un cilindro de 16 cm altura y 4.6 cm diámetro, aproximadamente 254 cm^3 (Figura 1).



Instalación

En el sitio elegido para enterrar el cilindro, se excavan hoyos en los primeros 20 cm del suelo, con un tubo de PVC de 2.5 pulg de diámetro. Una vez hecha la perforación en el suelo, se introduce el cilindro y se rellena con suelo propio del sitio, tamizándolo para evitar la pre-existencia de raíces. Para marcar el punto se colocan varillas de aluminio o ramas de árboles de aproximadamente 50 cm de altura, o lo necesario para que la inundación no impida su posterior localización. Pasado el tiempo de estudio (se

recomienda un año), se colectan los cilindros, haciendo cortes con pala recta o machete alrededor del cilindro, en forma de cubo. Se elimina el excedente de suelo con un machete, y el cilindro de malla con el contenido de suelo y raíces se coloca en bolsas de plástico y se trasladan al laboratorio para obtener las raíces.

Procesamiento de muestras y análisis

En laboratorio, cada cilindro se procesa por separado. La malla se abre mediante cortes de pinzas para obtener todo el contenido. Esta mezcla de suelo, tanto la biomasa viva como la muerta, es sometida a enjuagues repetidos, para obtener parte de la biomasa viva por flotación, el resto por lavados continuos y tamizados en malla de diferente tamaño de luz. La biomasa muerta es eliminada. Una vez separadas, se obtiene el peso húmedo (peso de las raíces con el total de agua que retienen), posteriormente se secan por 24 horas a 70°C en estufa para obtener el peso seco.

El volumen del cilindro se conoce por anticipado (puede medirse cada cilindro o considerar un tamaño uniforme de acuerdo al tamaño del rectángulo de malla elaborado). Para estimar la productividad de raíces por unidad de volumen se realizan los siguientes cálculos:

$$\text{Kg} \frac{\text{raíces}}{\text{m}^3} = \text{g raíces cilindro} \left(\frac{1000}{254} \right)$$

Donde el valor obtenido de datos experimentales corresponde a "g raíces cilindro", y el ajuste dimensional a kilogramos y metros cúbicos nos rinde el cociente 1000 / 254. Si el lector realiza ajustes al volumen del cilindro, éste se verá reflejado en el denominador del cociente (254 cm³ es el volumen del cilindro utilizado en este ejemplo).

Es común encontrar datos reportados de productividad por unidad de superficie (m²). Para reportar de manera consecuente con los datos obtenidos, se procede al análisis dimensional de la siguiente manera:

$$\text{Kg} \frac{\text{raíces}}{\text{m}^2} = \frac{\text{g raíces}}{254} \left(\frac{16}{10} \right)$$

Donde el valor obtenido de datos experimentales corresponde a “g raíces”, el cociente 16 / 10 corresponde al análisis dimensional resultante de 16 cm de altura del cilindro y ajuste de gramos a kilogramos. Si hay modificaciones en el tamaño del cilindro deberán verse reflejados en dicho cociente.

Literatura recomendada

Persson H. 1980. Spatial distribution of fine-root growth, mortality and decomposition in a young Scots Pine stand in central Sweden. *Oikos* 34 (1): 77-87.

Sánchez-Gallén I. y J. Alvarez-Sánchez. 1996. Root productivity in a lowland tropical rain forest in Mexico. *Vegetatio* 123: 109-115.

LA FLORA Y LA FAUNA

14

Técnicas de campo para el inventario
y monitoreo de anfibios y reptiles

Gustavo Aguirre León
y Erasmo Cázares Hernández

Los anfibios y reptiles son organismos vertebrados que pertenecen a las clases Amphibia y Reptilia. En conjunto, a estos organismos se les da el nombre de herpetofauna (del griego *herpeton*, "animal que se arrastra"). Estos organismos ocupan muchos de los hábitats existentes en los ecosistemas de la Tierra, y los ciclos de vida de una gran proporción de la herpetofauna dependen de las condiciones ecológicas que ofrecen los humedales.

La diferencia fundamental entre los anfibios y los reptiles es que estos últimos presentan una serie de características que representan adaptaciones para la vida terrestre, dependiendo cada vez menos de un ambiente húmedo inmediato como es el caso de los anfibios. Aun cuando muchas especies de anfibios ocupan ambientes terrestres cuando son adultos, la mayoría experimentan un estado larvario acuático, y pocos pueden sobrevivir sin humedad por largos periodos, aun durante la etapa en la que viven sobre tierra. Los anfibios están estrechamente ligados al agua y muchas especies no se encuentran más allá de pocos metros de un ambiente acuático o de un sustrato húmedo.

La herpetofauna ha figurado en la vida de los humanos de prácticamente todas las culturas. Muchas especies han sido objeto de manifestaciones mitológicas, artísticas, científicas, literarias y económicas. Estos organismos tienen importancia real como recursos de utilidad múltiple para el humano. No obstante, muchas de nuestras actividades tienen efectos negativos para su supervivencia, como son la alteración y pérdida de ambientes naturales y la sobreutilización de muchas de las especies. Existen evidencias de la extinción reciente de especies de herpetofauna debido a diversas actividades humanas.

Por estas razones, es fundamental evaluar el estado de conservación de poblaciones de anfibios y reptiles presentes en los humedales. Este conocimiento se obtiene a través del inventario y el monitoreo de estos organismos.

Los inventarios de herpetofauna permiten conocer cuantas y cuales especies se encuentran en un sitio dado. Los objetivos de los inventarios son: i) proporcionar una base para la inferencia sobre la riqueza específica, ii) maximizar la probabilidad de detectar especies en un área dada y iii) obtener ejemplares para colecciones científicas y documentar y confirmar nuevos registros de ocurrencia de especies.

El monitoreo o seguimiento de poblaciones de herpetofauna es de utilidad para detectar aumento o disminución temporal de individuos de especies observadas y relacionar estos cambios con diferentes variables. Los objetivos del monitoreo son: i) documentar

los cambios en el tiempo del número de animales en áreas específicamente delimitadas, ii) detectar cambios a medio y largo plazo en las estructuras poblacionales, iii) detectar la presencia y comportamiento de organismos y poblaciones de especies nativas y no nativas, iv) detectar cambios en las condiciones ambientales, favorables o desfavorables para los organismos, y v) detectar evidencias de enfermedades en las poblaciones silvestres.

Además del número de animales o abundancia, el monitoreo permite analizar otros atributos de la población como son la densidad (número de animales en un área determinada, la proporción de sexos (cuantos machos y cuantas hembras hay) y la estructura de la población por clases de tamaño o edad (cuantos jóvenes y adultos hay).

Junto con información sobre los entornos ecológico y socioeconómico, la información biológica de los inventarios y el monitoreo proporciona bases para tomar decisiones informadas para la conservación y el manejo de hábitats y poblaciones silvestres de herpetofauna.

Este manual proporciona información sobre las técnicas de campo más usuales para realizar inventarios y monitoreo de anfibios y reptiles que habitan en humedales, los métodos para registrar la información y una breve descripción de las características generales de estos organismos.

Los métodos de análisis de la información obtenida en el campo pueden ser consultados en otras publicaciones como las de Rodríguez-Tarrés (1987), Ojasti (2000) y Lemos *et al.* (2005).

CARACTERÍSTICAS GENERALES DE ANFIBIOS Y REPTILES

Anfibios

La clase Amphibia comprende los órdenes Caudata (salamandras), Anura (ranas y sapos) y Gymnophiona (cecílicos). Con excepción de las regiones polares, la mayoría de las islas oceánicas y algunas zonas desérticas de extrema aridez, los anfibios se distribuyen en el resto de nuestro planeta. Se conocen alrededor de 4,300 especies de anfibios en el mundo. Los anuros se encuentran en todas las regiones biogeográficas del mundo y la mayor diversidad de especies ocurre en los trópicos. Las salamandras son más diversas en el hemisferio norte y los cecílicos están presentes sólo en las regiones tropicales.

Las salamandras son de cuerpo cilíndrico y cola larga, cabeza y cuello bien diferenciados y extremidades anteriores y posteriores muy similares en tamaño. La mayoría de las salamandras son terrestres, algunas son acuáticas, otras son arborícolas y algunas son excavadoras.

Las ranas y los sapos son de cuerpo robusto continuo con la cabeza y sin cuello diferenciado, no presentan cola en el estado adulto y los miembros posteriores son más largos y musculosos que los anteriores. Muchas ranas y sapos son de hábitos acuáticos, aunque también hay terrestres o arborícolas y algunas son excavadoras. La mayoría de las especies de anuros vocalizan durante la época que se encuentran activas y reproduciéndose, y estas vocalizaciones son características para cada especie.

Los cecilidos son anfibios superficialmente parecidos a las lombrices de tierra, de cuerpo alargado con surcos en toda su longitud, tienen la cabeza y la cola achatadas, carecen de miembros anteriores y posteriores. Pocos cecilidos son acuáticos y la mayoría son excavadores, viviendo enterrados la mayor parte de su vida.

Los anfibios han sido vistos como organismos intermedios entre los peces totalmente acuáticos y los vertebrados terrestres (reptiles, aves y mamíferos), aunque en realidad no representan un simple estado de transición en cuanto a su morfología, historia de vida, ecología y comportamiento. Durante casi 350 millones de años de historia evolutiva, los anfibios han experimentado una extraordinaria radiación adaptativa, y los grupos de anfibios existentes presentan mayor diversidad de estrategias de historia de vida (características adquiridas evolutivamente que garantizan la supervivencia y reproducción de los seres vivos) en comparación con cualquier otro grupo de vertebrados

Los anfibios son tetrápodos, es decir, poseen cuatro extremidades. La piel de los anfibios es lisa y húmeda sin estructuras externas como escamas, presenta glándulas mucosas, y en muchas especies también presenta glándulas que secretan toxinas.

Los anfibios son ectotermos, sin capacidad de regular fisiológicamente la temperatura corporal, como lo hacen las aves y los mamíferos, de manera que su temperatura es parecida a la del substrato en que se encuentren. Tienen dos pulmones, aunque en algunas salamandras los pulmones pueden estar reducidos o bien ausentes. Los anfibios excretan los desechos nitrogenados en forma de amoníaco, que se difunde rápidamente a través de la piel en presencia de agua. Las especies más terrestres de

anfibios excretan urea, que requiere de menos agua para ser eliminada, en comparación con el amoniaco.

La fecundación de los huevos en los anfibios es externa o interna. El conocido modo de reproducción de los anfibios a partir de huevos que se desarrollan en un medio acuático para producir larvas que se desarrollan un tiempo en el agua es sólo uno de las muchas historias de vida que presentan, ya que incluyen desde el desarrollo directo de los huevos sobre tierra hasta la viviparidad. Los huevos de los anfibios carecen del cascarón y de las membranas embrionarias propias de los huevos de los reptiles, aves y mamíferos, estando protegidos sólo por capsulas mucosas muy permeables. De esta manera los huevos de los anfibios necesariamente se desarrollan bajo condiciones de gran humedad.

Reptiles

La clase Reptilia incluye los órdenes Testudines (tortugas marinas, dulceacuícolas y terrestres), Crocodylia (cocodrilos, caimanes, aligatores y gaviales), Squamata con dos subórdenes, Sauria (lagartijas) y Serpentes (serpientes), y Rhyncocephalia (tuátara). Se conocen alrededor de 7,000 especies de reptiles en el mundo que se encuentran en una gran variedad de hábitats terrestres y acuáticos, desde el fondo de los estanques y lagos hasta en la vegetación arbórea de gran altitud. Sin embargo, son especialmente abundantes y diversos en los trópicos y en los desiertos. En México existen representantes de todos los órdenes de reptiles con excepción de Rhyncocephalia.

Las tortugas poseen una concha ósea compuesta de caparazón y plastrón, que protege a los órganos y a la cabeza y las extremidades cuando estas son retraídas. Otra característica distintiva de las tortugas es la carencia de dientes. En cambio, las mandíbulas de muchas tortugas están provistas de un pico queratinizado aserrado o filoso.

Las lagartijas y serpientes son de cuerpo alargado y en algunos casos robusto. Típicamente las lagartijas poseen cuatro patas (aunque algunas especies carecen de estos miembros), las aberturas del oído son visibles y los parpados móviles. Las serpientes carecen de patas (algunas pocas especies tiene miembros vestigiales), carecen de parpados y no presentan abertura del oído exterior.

Los cocodrilianos tiene un cuerpo alargado e hidrodinámico con cola musculosa, las patas tiene membranas interdigitales. El tamaño corporal es muy variable entre las especies y va desde los 50 cm hasta más de 5 m.

Los reptiles tienen piel seca y escamosa. También pueden presentar estructuras como los escudos dérmicos de las tortugas que recubren un caparazón óseo. La piel de los reptiles es impermeable y protege al cuerpo de la desecación. La piel de serpientes y lagartijas puede ser temporalmente permeable al agua, durante el proceso de muda asociado al crecimiento. Durante esos periodos, estos organismos buscan lugares favorables y así evitan la pérdida de humedad corporal.

Aunque la mayoría de los reptiles están adaptados para la vida terrestre, hay especies que son eminentemente acuáticas, como muchas tortugas, los cocodrilos y los caimanes y algunas serpientes. La respiración es pulmonar durante toda su vida. Las especies de reptiles que son relativamente independientes de un medio acuático pueden obtener el agua del alimento consumido y por medio de procesos metabólicos sin tener que beber o haciéndolo de manera poco frecuente.

Aunado a estos mecanismos para retener agua, los reptiles poseen un sistema excretor con riñones que a la vez son parte integral del sistema circulatorio, que filtran constantemente la sangre, a diferencia de lo que sucede en los anfibios. Así, los reptiles excretan los desechos nitrogenados en forma de urea o ácido úrico, que requiere de menor cantidad de agua para ser eliminados del cuerpo.

La mayoría de los reptiles nacen de huevos con cáscara que la madre deposita sobre el terreno. En estos huevos, los embriones se desarrollan protegidos dentro del amnios, una de las membranas embrionarias. Algunas especies de reptiles son vivíparas. Los reptiles poseen órganos reproductores que están adaptados para la fecundación interna y los huevos se fecundan dentro del cuerpo de la hembra.

Los reptiles como los anfibios, son animales ectotérmicos. Es decir, no cuentan con los mecanismos fisiológicos para generar calor corporal, por lo que dependen de la energía del sol para termorregular. Los reptiles habitan en casi todos los lugares del planeta, incluyendo la mayoría de los océanos del mundo. Debido a su ectotermia, no hay reptiles en la Antártida ni en los océanos polares y sólo algunos en el círculo polar ártico.

Las características básicas externas y conductuales de cada orden de anfibios y reptiles se muestran en la Figura 1.

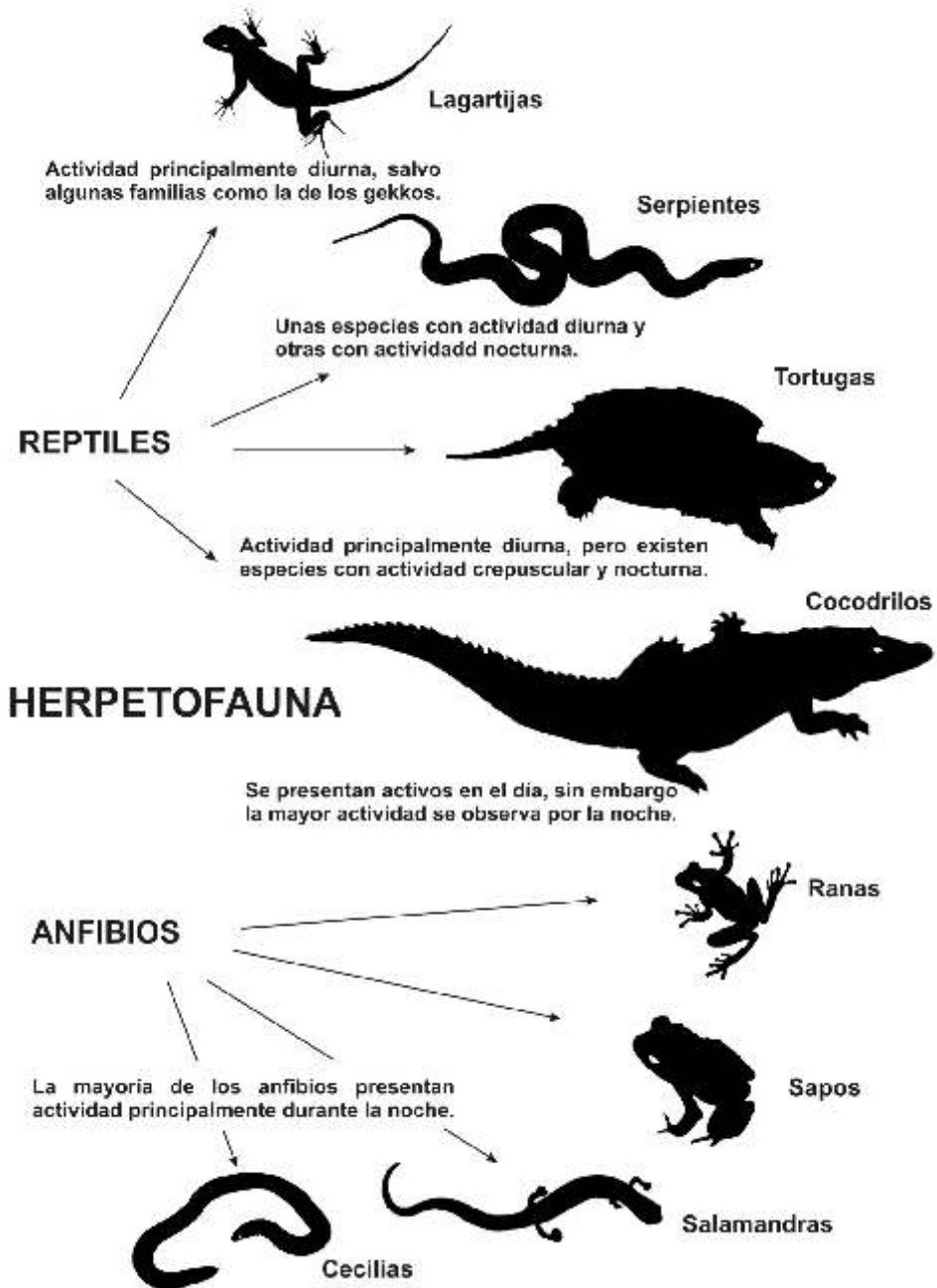


Figura 1. Características básicas para reconocer a los representantes de los órdenes de anfibios y reptiles.

TÉCNICAS DE CAMPO PARA LA EVALUACIÓN DE POBLACIONES DE ANFIBIOS Y REPTILES

Las técnicas de campo se aplican en función del tipo de información que se desee obtener. En estudios de anfibios y reptiles en humedales, generalmente los objetivos son generar información relacionada con los hábitats, sitios, áreas o regiones donde se distribuyen estos organismos y la información concerniente a especies, poblaciones y comunidades, así como algunos aspectos de la dinámica ecológica.

A continuación se describen las principales técnicas de campo utilizadas para la evaluación de herpetofauna en humedales.

Registros visuales y auditivos

Los registros visuales (observación de anfibios y reptiles) y los registros auditivos (vocalizaciones de anfibios) se efectúan por medio de recorridos sistemáticos o aleatorios de trayectos en un periodo de tiempo fijo. Sirven para obtener información sobre riqueza de especies, abundancia relativa y densidad. Estos recorridos comprenden generalmente una o varias áreas que incluyan hábitats y/o microhábitats potencialmente ocupados por anfibios y reptiles en diferentes horarios del día. Se realizan caminando a través de un área en un periodo de tiempo preestablecido o una distancia dada en busca de organismos.

El tiempo es expresado como el número de horas-hombre en cada una de las áreas a evaluar y/o comparar, de modo que esta técnica resulta apropiada para estudios de inventario y también de monitoreo (Heyer *et al.* 2001).

Los encuentros visuales permiten hacer la evaluación rápida de la herpetofauna en áreas extensas, especialmente donde existe buena visibilidad. También se emplean de manera efectiva para registrar especies que viven en ambientes fácilmente identificables, tales como zonas riparias o pendientes en talud, por ejemplo, dunas.

La técnica de registro visual permite encontrar organismos en diferentes estratos de vegetación y en diferentes ambientes, desde el suelo y la superficie del agua hasta la vegetación alta, por ej. lagartijas de hábitos riparios, cocodrilos sumergidos durante conteos en horarios nocturnos, y anfibios, lagartijas y serpientes de hábitos arbustícolas y arborícolas (Figuras 2, 3 y 4).

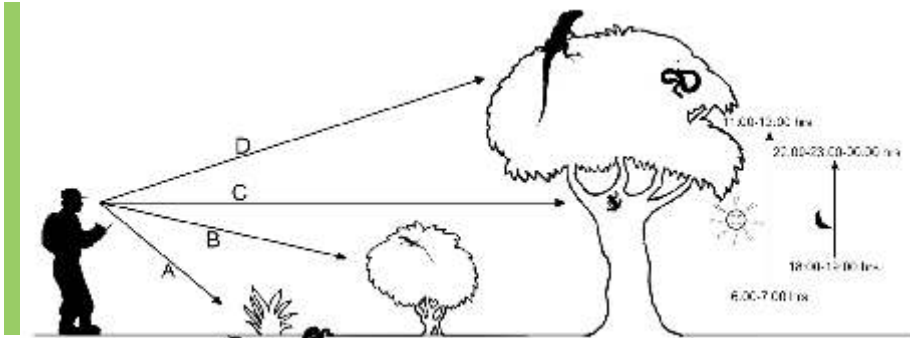


Figura 2. Niveles de observación para localizar anfibios y reptiles en su hábitat. En esta figura se ejemplifican los estratos en los cuales poner atención al realizar recorridos exploratorios para fines de encuentros visuales o registros en transectos. El primer nivel es el de hojarasca o herbáceo (A), seguido del arbustivo (B), tallos o troncos de árbol (C) y dosel (D). Los horarios de muestreo se establecen en función de los periodos de actividad de los organismos. Es preciso poder abarcar el inicio, el pico y el fin de actividad de cada grupo de herpetofauna presente en el transecto a estudiar. De esta forma, al inicio del recorrido diurno será posible registrar organismos que finalizan actividad nocturna y buscan refugio, organismos que inician actividad y en el transcurso de la mañana obtener el registro de organismos durante sus picos de actividad. En el recorrido nocturno se considera la misma dinámica, las especies diurnas buscan refugio, las crepusculares entran en actividad y se presentarán los picos de actividad nocturna de la herpetofauna.

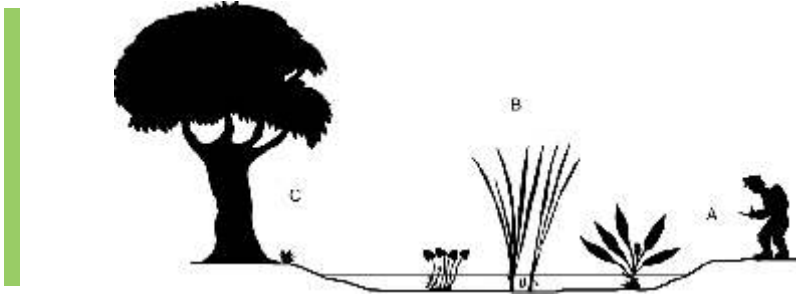


Figura 3. Puntos de observación de anfibios y reptiles en ambientes de humedal. Orilla de zona inundable lodosa (A), zona de vegetación acuática o inundable, tal como tulares, popales y ninfas con espacios abiertos de espejo de agua (B), zonas de vegetación riparia o zonas límite entre humedales y otros ambientes, tales como selva baja (C).

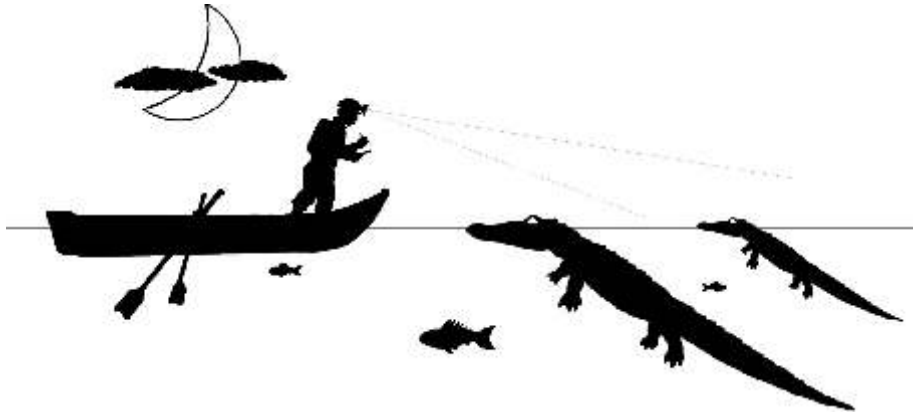


Figura 4. Observación y conteo nocturno de cocodrilos. Los cocodrilos son organismos con actividad nocturna marcada. Se pueden observar en grupos en los humedales y presentan un rasgo que los hace fácilmente visibles de noche: a la luz de una linterna sus ojos reflejan un brillo muy característico de color rojo o anaranjado. De esta forma, resulta relativamente sencillo observarlos y contarlos en un área determinada. Esto se puede hacer desde un punto en la orilla del agua que permita abarcar visualmente una buena extensión o utilizando una canoa o bote, para tener mejor acercamiento. No obstante, es preferible tener un punto fijo de observación para no perder la orientación a la hora de hacer el conteo.



Figura 5. Registros auditivos. En la gran mayoría de las especies de ranas y sapos los machos en temporada de reproducción realizan vocalizaciones específicas y distintivas de cada especie para advertir su posición a las hembras y a rivales potenciales. La técnica de registros auditivos se basa en la identificación de los cantos por especie y sirve para estimar presencia o diversidad temporal de especies (Heyer et al. 2001). Como se puede apreciar en la figura, los sitios donde se debe poner atención a la hora de escuchar las vocalizaciones de ranas y sapos son los mismos puntos de observación que muestra la figura 3. La orilla de zona inundable lodosa, zona de vegetación acuática o inundable, tal como tulares, popales y ninfas con espacios abiertos de espejo de agua, zonas de vegetación riparia o zonas límite entre humedales y otros ambientes.

La técnica de registros auditivos resulta conveniente para detectar especies que se encuentran generalmente agrupadas, por ejemplo, ranas en charcas temporales, aunque también es útil para detectar a algunos organismos aislados (Figura 5).

Colecta oportunista

La colecta oportunista de anfibios y reptiles se efectúa generalmente al contar con conocimiento previo sobre las condiciones, hábitos o periodos de actividad de estos organismos, es decir, basándose en la biología y ecología de éstos o bien aprovechando alguna característica física o conductual que los haga susceptibles de ser encontrados (Figura 6). El registro de organismos puede realizarse dentro de una amplia gama de opciones, como pueden ser: a) la búsqueda a diferentes horas del día, basándose en el tipo de actividad de los organismos, como por ejemplo, los periodos de mayor actividad de lagartijas diurnas que se presentan a horas matutinas y van disminuyendo conforme se acerca el medio día; b) la búsqueda en diferentes estaciones del año con base en los ciclos anuales de los organismos, como en el caso de los anfibios que se congregan en la temporada de reproducción; o la búsqueda de tortugas dulceacuícolas en temporada de estivación (letargo durante la temporada seca y calurosa), la cual se realiza en la base de mangles o de raíces de árboles empleando una vara para sentir los caparazones de las tortugas enterradas; c) la búsqueda intensiva bajo condiciones climáticas particulares, como en el inicio de la



Figura 6. Colecta oportunista. Algunas especies de anfibios y reptiles se distinguen por ocupar determinados microambientes, como es el caso de sapos, ranas y salamandras y culebras que suelen refugiarse durante el día dentro o debajo de troncos húmedos y/o secos tirados a nivel del suelo. Se ha observado que algunos geckos pequeños como los del género *Sphaerodactylus* habitan especialmente en las cortezas de árboles, principalmente de aquellos que generan mucha corteza, de manera que es posible buscarlos y encontrarlos levantando o moviendo las cortezas y hacer una evaluación poblacional de estos organismos.

temporada de lluvias, cuando los humedales empiezan a inundarse y varias especies de anfibios y reptiles empiezan a moverse hacia los humedales; d) la captura a mano de lagartijas diurnas durante la noche mientras descansan, principalmente las de hábitos arbóricolas y riparios tales como las de los géneros *Norops*, *Anolis* y *Basiliscus*, las cuales se posan en ramas de árboles y arbustos y disminuyen casi totalmente su metabolismo; e) la búsqueda nocturna de cocodrilos con ayuda de lámparas para observar el reflejo de los ojos, aprovechando el comportamiento de estos reptiles durante la noche en los ambientes que ocupan.

La información que se puede obtener mediante la colecta oportunista es generalmente la referente a presencia, abundancia relativa y riqueza de especies.

Transectos y cuadrantes

Los reptiles y anfibios son generalmente difíciles de observar, sobre todo los de talla corporal pequeña. Al ser ectotermos, el avistamiento de los anfibios y reptiles varía marcadamente con la temperatura ambiental, por lo que es recomendable efectuar conteos de estos organismos durante periodos estandarizados en condición climática y en tiempo, sobre todo cuando se pretende comparar distintas poblaciones. Los transectos de franja o de línea, así como los diseños de recorridos en cuadrantes pueden ser usados para cuantificar a las especies de reptiles más conspicuas en un área, tanto en cuerpos de agua o sobre tierra (Figura 7).

Los transectos permiten evaluar diferencias faunísticas entre áreas en un tiempo dado, como en gradientes topográficos y de hábitat, o bien entre ambientes con diferencias contrastantes. Por medio de recorridos en transectos de longitud establecida es posible obtener información sobre abundancia relativa, riqueza de especies y densidad.

Los cuadrantes son áreas de tamaño conocido, generalmente de iguales dimensiones por lado, en las que se hace el registro y conteo de todos los individuos ahí presentes. Permiten obtener información sobre abundancia relativa, riqueza de especies, densidad. Los resultados dependen del tamaño, forma y número de cuadrantes utilizados y del tipo de hábitat, ya sea homogéneo o heterogéneo (Figura 7).

Para ambientes de humedal es recomendable buscar anfibios y reptiles en cuadrantes en hojarasca. Con esta técnica se realiza una búsqueda intensiva en áreas relativamente pequeñas (10 x 10 m en promedio) con alto contenido de humedad y gran

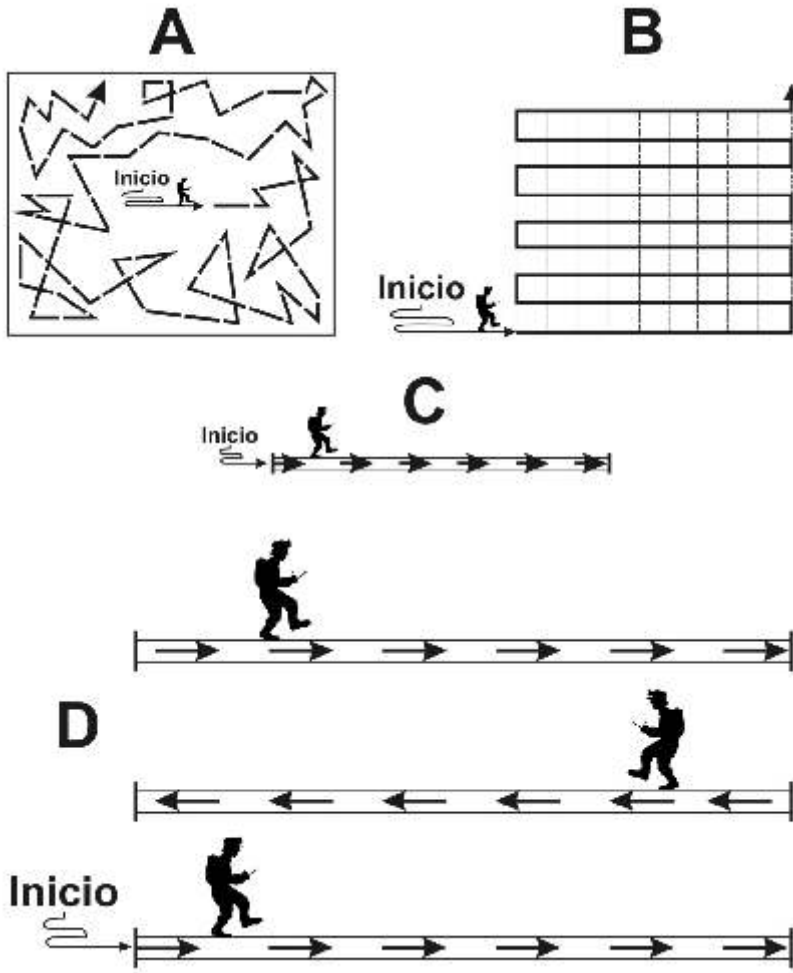


Figura 7. Ejemplos de diseños experimentales para el muestreo anfibios y reptiles en recorridos de transectos y cuadrantes. A) recorrido aleatorio B) y C) variantes del diseño de cuadrante D) transecto sencillo E) transecto múltiple paralelo (Modificado de Heyer et al. 2001).

acumulación de materia orgánica, un microhábitat propicio para distintas especies de herpetofauna. Los cuadrantes se delimitan físicamente con cuerdas y varias personas lo recorren desde la periferia hacia el centro, removiendo y revisando todo acúmulo de hojarasca para capturar manualmente a los organismos que ahí se encuentren. Particularmente, esta técnica por lo general arroja una subestimación del conteo de serpientes, ya que la movilidad de estos reptiles les permite escapar rápidamente entre la hojarasca (Lieberman 1986).

La técnica de cuadrantes en hojarasca permite obtener información sobre abundancia relativa, riqueza de especies y densidad de anfibios y reptiles

Captura con trampas de desvío

Las trampas de desvío son útiles para interceptar y capturar en tierra y en cuerpos de agua anfibios y reptiles en movimiento frecuente o en migración. Permiten el inventario y monitoreo a mediano y largo plazo de poblaciones de herpetofauna de humedales y adicionalmente permiten reunir información para evaluar el uso de hábitat de algunas especies. Con esta técnica es posible obtener información para estimar abundancia relativa, riqueza de especies, densidad y tamaño poblacional.

Captura en tierra

Las trampas terrestres con barrera de desvío (*drift fences*) han sido ampliamente utilizadas en inventarios de especies, debido a su efectividad en la captura de reptiles y anfibios que difícilmente se pueden capturar por otros métodos.

Como su nombre lo indica, este tipo de trampa consiste en construir una barrera física que impida el libre tránsito de los animales que deambulan en las cercanías. Para aumentar la efectividad de las barreras de desvío es recomendable operarlas junto con trampas de foso y trampas de cilindro o de embudo. Se han probado diferentes materiales con la finalidad de facilitar la instalación y disminuir costos. El material puede ser plástico grueso o lámina de aluminio enterrados en el suelo 10 cm y con al menos 50 cm sobre el suelo para atrapar a los organismos que entran y salen de un área. Las trampas de foso (*pitfall traps*) son cubetas o botes de 5 a 20 litros de capacidad que se instalan enterrados a ras de suelo con una separación de 5 a 10 m (Figura 8). Estas trampas requieren de orificios de drenaje en el fondo y una cubierta de madera o plástico levantada del suelo unos 5 cm. La revisión de las trampas se realiza por localidad de muestreo, visitando cada una diariamente o en días alternados.

El arreglo de las líneas de trampas puede variar dependiendo del ambiente en que se instalen, y por lo general la topografía del área de muestreo determinará la longitud promedio de las líneas. Al diseñar estos arreglos debe tenerse en cuenta un diseño que permita abarcar más ambientes o microambientes e incrementar la posibilidad de capturar más especies de anfibios y reptiles.

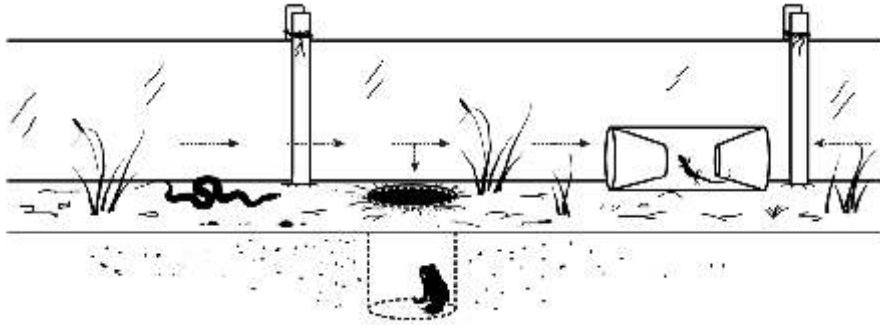


Figura 8. Diseño de trampa terrestre con barrera de desvío combinada con trampas de foso (bote enterrado al nivel del suelo) y trampas de cilindro (colocadas junto a la barrera).

Captura en ambientes acuáticos

Para la captura de anfibios y reptiles acuáticos se utilizan nasas de red (*fyke nets*) con aros de acero inoxidable o fibra de vidrio con uno o varios embudos en su interior, con una red de desvío acoplada (Vogt 1980) (Figura 9). De manera similar a las barreras de desvío que se usan en ambientes terrestres, estas trampas se colocan de manera individual o en conjuntos para cubrir áreas pequeñas o grandes en ambientes someros dentro de pantanos, arroyos, lagunas y orillas de río (Figuras 10 y 11). Pueden permanecer colocadas por varios días y requieren de ser revisadas por la mañana y tarde. Este método permite capturar tortugas, cocodrilos, anuros, lagartijas y serpientes, sin necesidad de colocar cebos en las trampas.

El diámetro y longitud de las nasas dependerá de los organismos a capturar y de las características del ambiente que se pretende muestrear. Las más usadas miden de 0.50 a 1 m de diámetro del aro y de 1 a 2 m de longitud por nasa, con barrera de desvío



Figura 9. Trampa de red de dos nasas unidas con barrera de desvío. Se instala en el campo amarrando los extremos de cada nasa a estacas o a la vegetación circundante, de manera que una porción de los conos externos queden fuera del agua y los organismos atrapados puedan respirar. La barrera de desvío está provista de flotadores en la parte superior y una línea de plomada en el borde inferior, lo que ayuda a mantenerla sobre el fondo del cuerpo de agua para interceptar a los animales en movimiento y desviarlos hacia la entrada de las nasas.

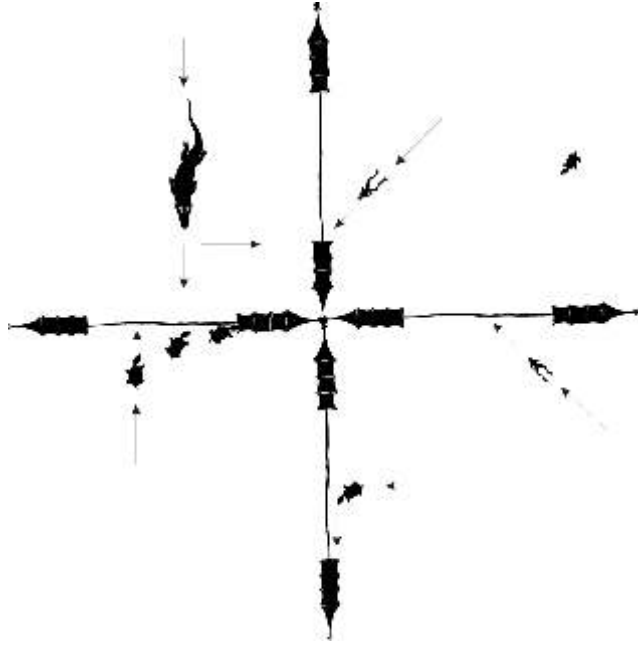


Figura 10. Vista aérea de un arreglo de 4 trampas de doble nasa con red de desvío. Un arreglo de este tipo es particularmente eficiente para la captura de herpetofauna en ambientes abiertos de humedales, por ejemplo con poca vegetación enraizada o con vegetación flotante, ya que puede interceptar a los organismos que se desplazan con diferentes trayectorias.

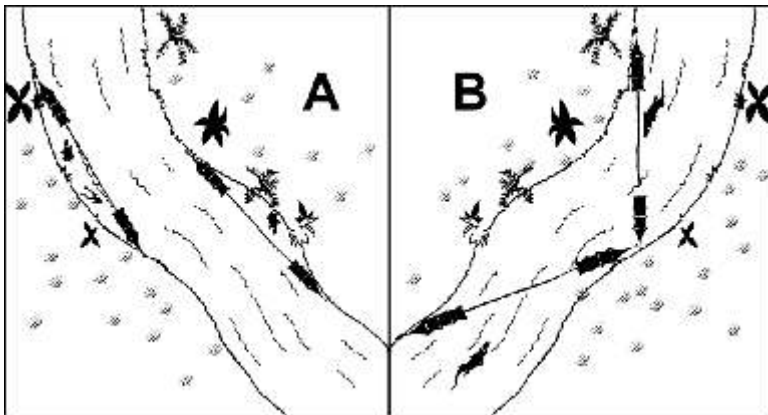


Figura 11. Arreglos para optimizar la captura de herpetofauna acuática en ríos, arroyos y canales con trampas de doble nasa con red de desvío. A) Colocación de las trampas en microambientes de orillas utilizados como sitio de descanso y de resguardo por anfibios y reptiles, B) Colocación de las de trampas para interceptar organismos a lo largo de la corriente.

de 3 a 10 m de longitud y de 0.50 a 1.5 m de ancho, pero pueden ser incluso de mayores dimensiones. Dependiendo del tamaño de la luz de la malla, cerrada o abierta, se atraparán organismos de diversas tallas.

MEDICIÓN Y MARCADO

Una parte importante del trabajo de campo con anfibios y reptiles es obtener información directamente de cada organismo que nos permita determinar una serie de parámetros poblacionales de las especies presentes en un área. Para esto, resulta necesario marcar a los organismos capturados empleando diferentes técnicas, así como medirlos en la primera captura y cada vez que son recapturados.

Existen técnicas de marcaje sencillas y ampliamente utilizadas que sólo requieren de práctica. Las técnicas de marcaje para herpetofauna varían en función del grupo de animales a estudiar. No obstante, en la mayoría el principio básico es el mismo. Se trata de establecer códigos numéricos que nos permitan darle una identidad a cada individuo capturado para su posterior identificación en recapturas futuras. Estos códigos se aplican basándose en la anatomía o características morfológicas de las especies con los que se trabaje. Es importante asegurarse que la técnica de marcaje escogida no afecte la supervivencia de los individuos, que sea fácil de realizar, fácil de observar y fácil de leer, que el marcaje represente un número único para cada individuo y que las marcas sean durables y no se pierdan en el corto o mediano plazo. A continuación se describen técnicas de marcaje sencillas para anfibios y reptiles.

Ectomización de falanges en anfibios y lagartijas

Una técnica sencilla de marcaje para ranas, sapos y salamandras es la amputación o ectomización de falanges aplicando una combinación numérica. Se requiere de tijeras de disección y algodones con alcohol para limpiarlas, así como antibióticos o fungicidas que deberán aplicarse a los dedos amputados para disminuir las probabilidades de infección (Heyer *et al.* 2001). Existen diferentes códigos de combinación numérica que se usan en la ectomización de falanges, los cuales consisten en asignarle una serie numérica a los dedos de cada pata (Figura 12).

Para el marcaje de lagartijas se aplica la misma técnica de amputación de falanges que se utiliza para anfibios, aunque la codificación es diferente al tener estos reptiles cinco dedos en las manos, en comparación con los 4 dedos presentes en los anfibios (Figura 13).

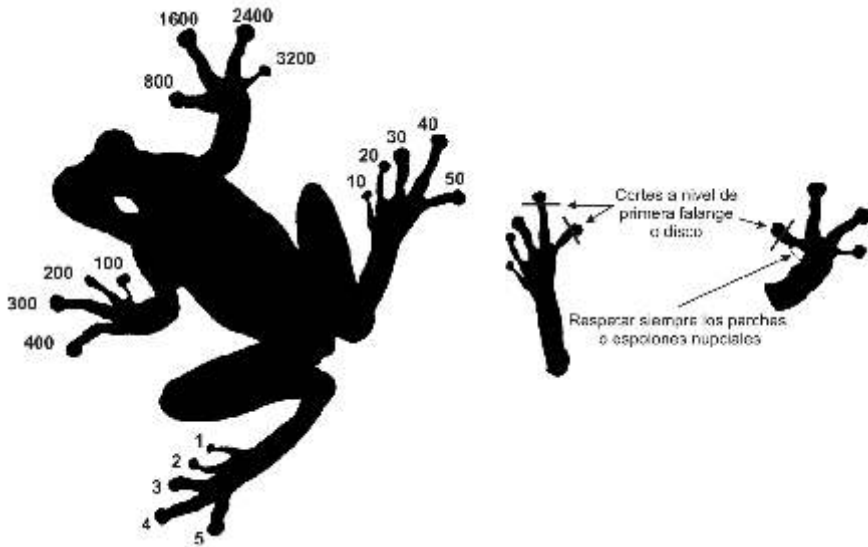


Figura 12. Ejemplo de código de marcado en ranas por ectomización de falanges. Es importante evitar hacer cortes innecesarios que abarquen más allá de la primera falange o disco dactilar y no dañar los parches o espolones nupciales que se encuentran en las manos. Sistema basado en la técnica descrita por Martof (1953).

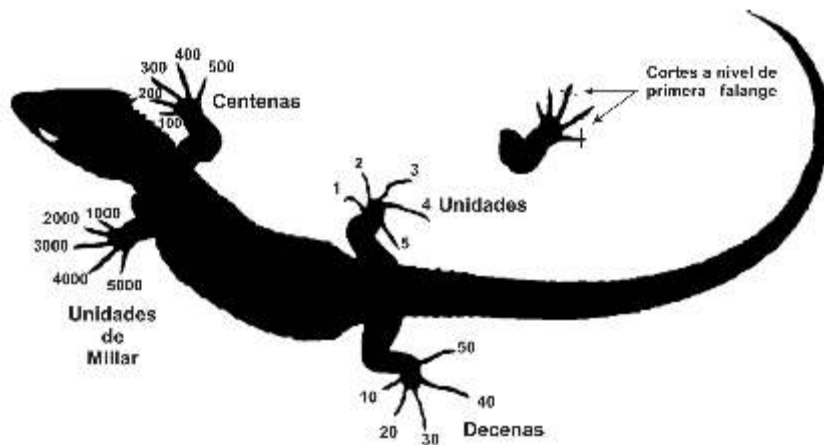


Figura 13. Ejemplo de código de marcado en lagartijas por ectomización de falanges. Sistema basado en la técnica descrita por Donnelly et al. 2001.

Marcado de escamas en serpientes

El marcado en serpientes se realiza mediante el corte parcial de escamas ventrales, tomando como límite la escama cloacal (ésta no debe cortarse). Se traza una línea imaginaria longitudinal que divida las escamas ventrales en una sección derecha y una izquierda, y con unas tijeras pequeñas se hacen cortes laterales en cada escama en forma de cuadro o ventana. Se utiliza un código de combinación numérica que va de unidades a centenas o unidades de millar (Figura 14).

Es recomendable aplicar unas gotas de solución de yodo para uso veterinario en las escamas cortadas, las que cicatrizan rápidamente y serán visibles en recapturas sucesivas.

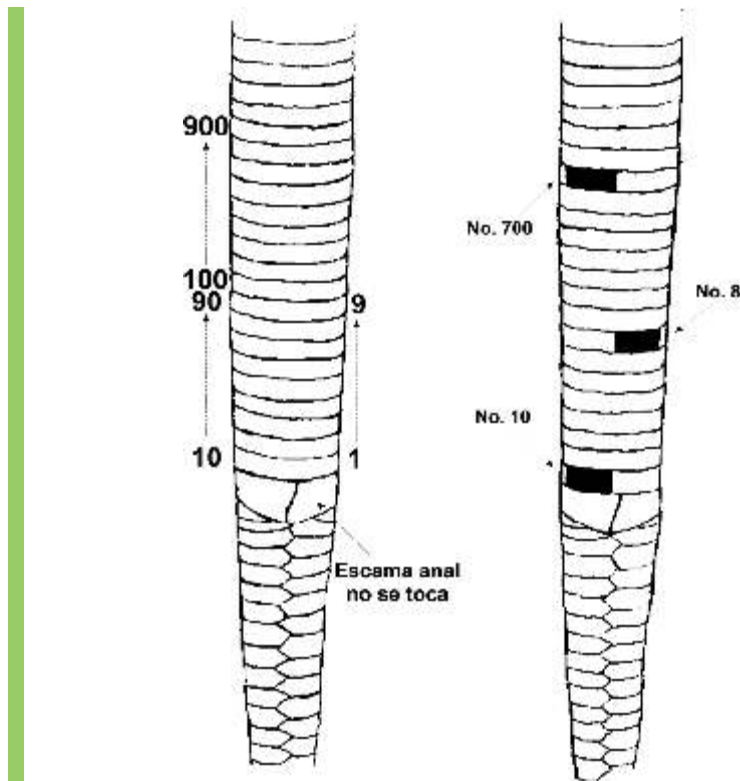


Figura 14. Sistema de marcado para serpientes utilizando las escamas ventrales. Codificación del sistema de marcaje y ejemplo de una serpientes marcada con el número 718 (Brown y Parker 1976, Ferner 1979).

Marcas de caparazón en tortugas

Las tortugas adultas y de tamaño mediano se marcan permanentemente haciendo pequeñas muescas en los escudos marginales del caparazón con una segueta o una lima triangular, o bien pequeños agujeros con un taladro, siguiendo un código de numeración previamente establecido. Es recomendable desinfectar con solución de yodo para uso veterinario directamente el área en donde se hizo la marca.

Esta técnica ha sido utilizada por décadas en muchos estudios de tortugas dulceacuícolas y terrestres y se ha probado satisfactoriamente su eficacia y mínimo riesgo de daño permanente a los organismos. Sin embargo, no es conveniente marcar las tortugas de menor tamaño, debido al riesgo de daño ya que generalmente un caparazón pequeño no es muy resistente.

Algunas especies de tortugas dulceacuícolas presentan 11 escudos marginales a cada lado del caparazón (excluyendo el escudo nucal) y otras presentan 12 escudos marginales a cada lado. Para el marcado en el primer caso, los 22 escudos marginales

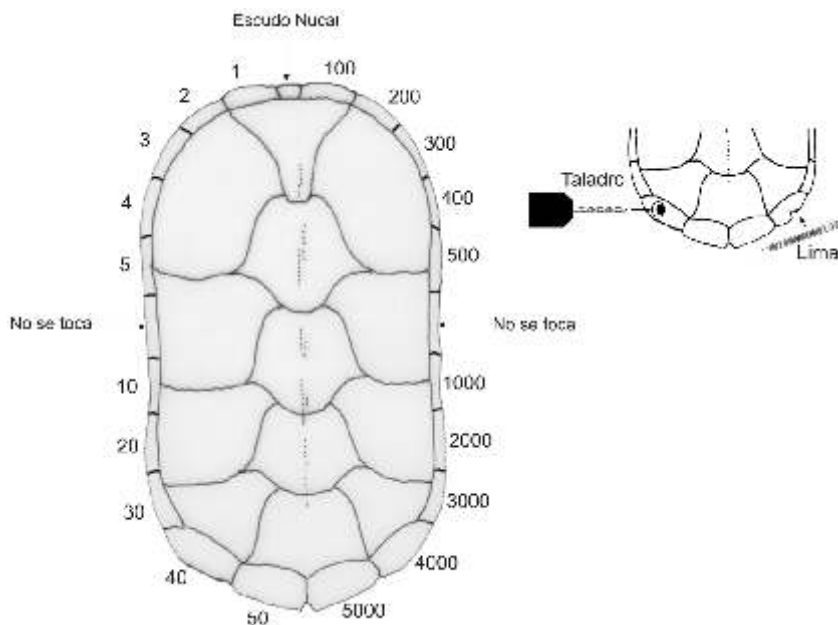


Figura 15. Series numéricas empleadas en el código de marcado para tortugas con 11 escudos marginales a cada lado del caparazón (Plummer 1979).

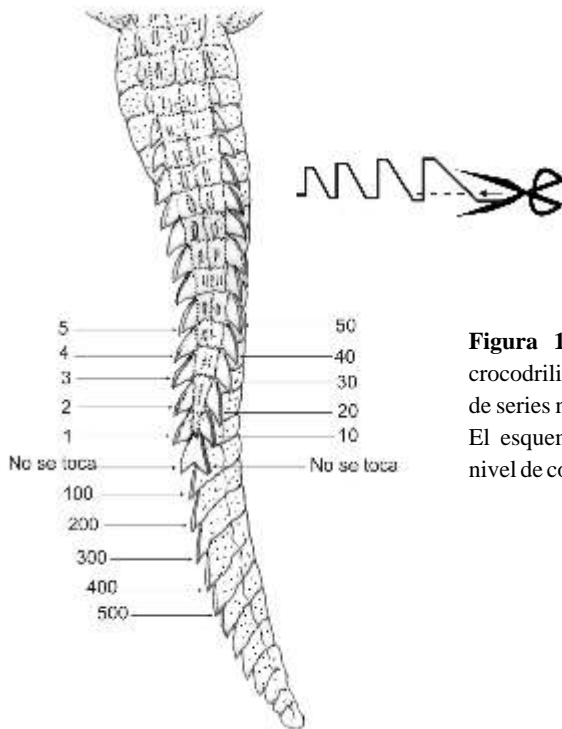


Figura 16. Código de marcado en crocodrilianos mediante la asignación de series numéricas en crestas caudales. El esquema de la derecha muestra el nivel de corte en las crestas caudales.

del caparazón se dividen en cuatro series de cinco escudos, excluyendo los sextos de cada lado, que separan a las series de cada lado. En el lado izquierdo del caparazón se asignan la series del 1 al 5 y del 10 al 50 y para el lado derecho se asignan las series del 100 al 500 y del 1000 al 5000. En caso de tratarse de especies con 24 escudos marginales simplemente no se toman en cuenta los escudos sexto y séptimo de cada lado (Figura 15).

Con este código es posible hacer múltiples combinaciones y marcar hasta 9,999 individuos. También puede resultar conveniente asignar series diferentes para organismos de localidades de estudio cercanas, por ej., la serie 100 para la localidad A, la serie 2000 para la localidad B, etc.

Marcas en las crestas caudales de cocodrilos

Los cocodrilos y caimanes se marcan por medio de cortes (con navaja o bisturí) del borde de las crestas caudales dorsolaterales y subcaudales, tomando como punto de división de las series numéricas el par de crestas unidas que separan a las hileras de

crestas dorsolaterales de la hilera de crestas subcaudales. De esta forma se establece un código de combinación numérica donde la hilera dorsolateral izquierda representa las unidades, la hilera dorsolateral derecha las decenas y la hilera única de crestas subcaudales representa las centenas (Figura 16).

Medición

Una vez marcados los individuos, se miden y se registran las variables morfométricas. Esta información se obtiene en la primera captura y cada vez que son recapturados, y sirve para asignar a cada individuo a una clase de tamaño, conocer la estructura poblacional y evaluar patrones de crecimiento.

Dependiendo del tipo de organismo se seleccionan las variables a medir. Por lo general se utilizan las variables más evidentes o aquellas que en función del crecimiento de los individuos permiten darles seguimiento en el tiempo, particularmente cuando se hacen estudios que implican obtener información de recapturas.

En los anfibios anuros, se mide la longitud total del cuerpo, la longitud de alguno de sus miembros o parte de éstos, y el ancho de la cabeza (Figura 17).

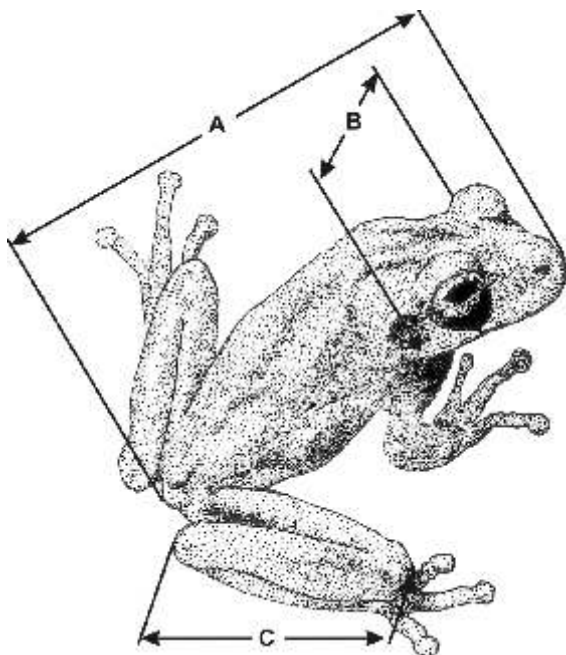


Figura 17. Registro de variables morfométricas de ranas y sapos. A) longitud hocico-cloaca, B) ancho de la cabeza, C) longitud de la tibia.

En las lagartijas y salamandras se mide la longitud de la punta del hocico a la abertura cloaca y desde ésta hasta la punta de la cola, así como la anchura de la cabeza (Figura 18).

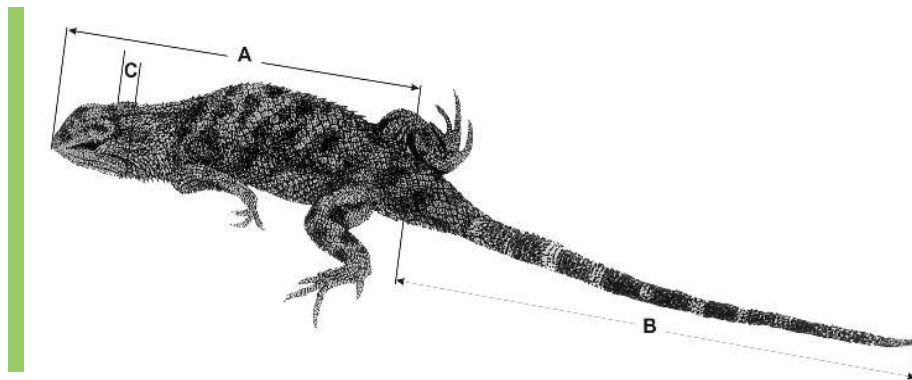


Figura 18. Registro de variables morfométricas de salamandras y lagartijas. A) longitud hocico-cloaca, B) longitud de la cola a partir de la cloaca, C) ancho de la cabeza.

En las tortugas, se toman diferentes medidas del caparazón y de algunos escudos, así como del ancho de la cabeza (Figura 19).

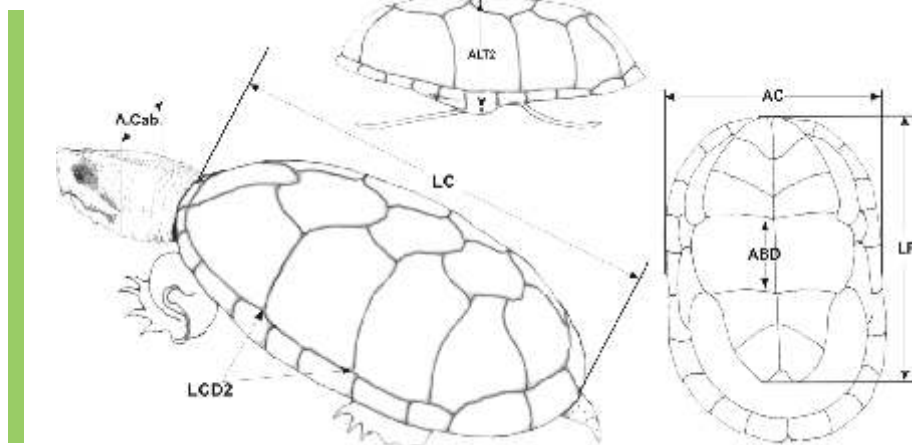


Figura 19. Registro de variables morfométricas de tortugas dulceacuícolas. LC: longitud del caparazón, AC: ancho del caparazón, LP: longitud del plastron, ALT2: altura máxima del caparazón, ABD: longitud de escudo abdominal a lo largo de la fisura, A.Cab.: ancho de la cabeza, LCD2: Longitud de la base del segundo escudo costal (del lado derecho del caparazón).

En los crocódilidos se mide la longitud total del cuerpo, la longitud de la punta del hocico a la abertura cloacal y desde ésta hasta la punta de la cola, y se toman tres medidas de la cabeza (Figura 20).

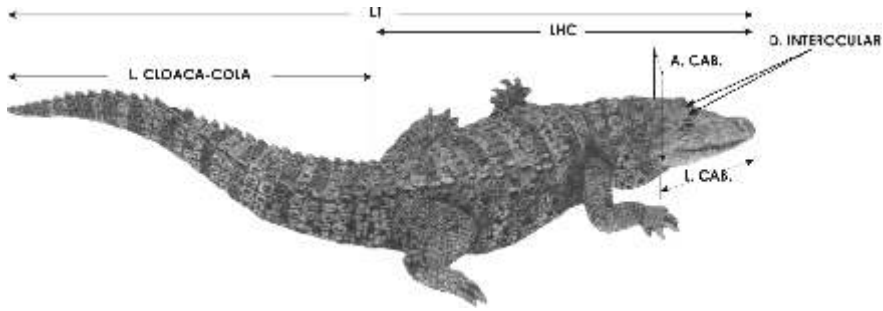


Figura 20. Registro de variables morfológicas de cocodrilo y caimanes. LT: longitud total del cuerpo, LHC: Longitud hocico-cloaca, Longitud cloaca-cola, A. CAB.: Ancho de la cabeza, L. CAB.: longitud de la cabeza, Distancia interocular.

Registro de datos

Cuando se capturan anfibios y reptiles es conveniente fotografiarlos y elaborar fichas o expedientes individuales para el registro de las variables morfológicas antes descritas. El registro incluirá los siguientes datos: nombre de la especie, localidad y sitio de captura, fecha, hora de captura, tipo de ambiente y microhábitat, número de marca, datos biométricos, peso y sexo.

En las Figuras 21 y 22 se ilustran ejemplos de formatos de registro para tortugas dulceacuícolas y para cocodrilos.

Herramientas y accesorios para la captura, marcado y medición

Diferentes herramientas son usadas para la captura y contención de anfibios y reptiles y para el registro de información morfológica y de otro tipo. Generalmente, el tamaño de estos instrumentos dependerá de la talla y fortaleza de los organismos a capturar y manipular. Hay que tomar siempre en consideración que diversas especies de reptiles y anfibios representan un riesgo potencial para el humano, ya sea en función de su fuerza o porque secretan toxinas cutáneas o las inyectan al morder.

Kinostemon herrerae Fecha de capt. _____

Localidad: _____

Sitio de Capt.: _____

No. Marca, _____

IC, _____

AC, - _____

LP, - _____

AIT2, _____

LCD2, - _____

ABD, - _____

A. Cap, _____

ANILLOS, - _____

PESC, - _____

FOTO, - _____

OBSERVACIONES: _____

Figura 21. Ejemplo de ficha de registro de datos individuales para tortugas dulceacuícolas. Las variables morfométricas en la columna izquierda son las descritas en la Figura 18. En el apartado de clase de edad y sexo (AD= adulto, SUBAD= subadulto, JUV= joven, = macho, = hembra y ?= sexo no determinado) se subraya la información que corresponda. Los esquemas del caparazón y plastron sirven para señalar los escudos marginales con marcas y las marcas naturales como cicatrices o heridas que puedan estar presentes (de utilidad para reconocer individuos recapturados).

La siguiente lista de las herramientas y accesorios incluye los comúnmente empleados en el estudio de la herpetofauna, así como sus principales aplicaciones.

IDENTIFICACIÓN DE ANFIBIOS Y REPTILES

Aunque todavía no hay guías de campo de herpetofauna que comprendan específicamente todos los estados de México, están disponibles varias guías de campo y publicaciones especializadas para identificar las especies de anfibios y reptiles que se distribuyen en el país.

La recopilación de claves para los reptiles y anfibios de México (Flores-Villela et al. 1995) es un recurso útil para la determinación taxonómica de una parte importante de

Bolsas de tela con cierre corredizo (pueden usarse fundas de almohada)	Transporte y mantenimiento temporal de organismos capturados (anfibios, lagartijas y serpientes)
Bolsas de plástico con cierre "ziploc" de diferentes tamaños	Transporte y mantenimiento temporal de organismos capturados (anfibios, lagartijas)
Bolsas de malla de nylon (pueden usarse bolsas para lavandería o de playa)	Transporte y mantenimiento temporal de organismos capturados (tortugas, cocodrilos, algunas serpientes grandes)
Frascos de plástico con tapa de rosca perforada	Transporte y mantenimiento húmedo de organismos capturados (principalmente anfibios)
Lámpara de cabeza (preferiblemente de luz cálida, no de LEDS) y linterna sorda de haz concentrado	Localización de anfibios y reptiles en recorridos nocturnos
Tiras de plástico de diferentes capacidades	Transporte y mantenimiento húmedo de organismos capturados (principalmente tortugas)
Bastón comedor con lazada de cable de acero	Captura y contención de cocodrilos y caimanes
Gancho herpetológico	Revisión de microambientes ocupados por anfibios y reptiles, captura y contención de serpientes
Bastón herpetológico provisto de pinza terminal (snake tong)	Captura y contención de serpientes
Pinzas metálicas grandes (30 cm de longitud)	Captura de anfibios y reptiles pequeños en lugares poco accesibles
Caña de pescar (puede usarse una vara flexible) con una lazada de hilo o alambre delgado en un extremo	Captura de lagartijas en lugares inaccesibles o de comportamiento huidizo. Particularmente útil para capturar lagartijas pequeñas o medianas por el cuello al tener la cabeza bien diferenciada del tronco
Lijas de hule de ~ 1 cm de ancho	Captura de lagartijas pequeñas y medianas por inmovilización a corta distancia
Red de hilo con mango	Captura directa de anfibios y reptiles en ambientes acuáticos o terrestres
Calibrador Vernier, flexómetro (diferentes longitudes)	Registro de variables morfométricas de anfibios y reptiles
Balanza digital o mecánica (Pesola o dinamómetro)	Registro de peso de anfibios y reptiles
Red de hilo con mango	Captura directa de anfibios y reptiles en ambientes acuáticos o terrestres
Limas triangulares o taladro portátil	Marcado de tortugas
Trampas de red de hilo tipo nasa (fyke nets)	Captura de anfibios y reptiles en ambientes acuáticos en líneas de trampa
Trasmillos	Captura de tortugas en ambientes acuáticos, principalmente corrientes
Trampas de embudo de doble entrada (cuadro de tubo de PVC o de malla de alambre) y botes de plástico de 4 y 19 l enterados	Captura de anfibios y reptiles en ambientes terrestres o cercanos a cuerpos de agua, generalmente dispuestas en líneas de trampa con barreras de desvío
Trampas de malla de alambre tipo nasa de entrada única o doble, cebos	Captura de anfibios y reptiles en ambientes acuáticos
Calibrador Vernier, flexómetro (diferentes longitudes)	Registro de variables morfométricas de anfibios y reptiles
Balanza digital o mecánica (Pesola o dinamómetro)	Registro de peso de anfibios y reptiles

Aplicaciones

Crocodylus moreleti

Fecha.-

Localidad: _____

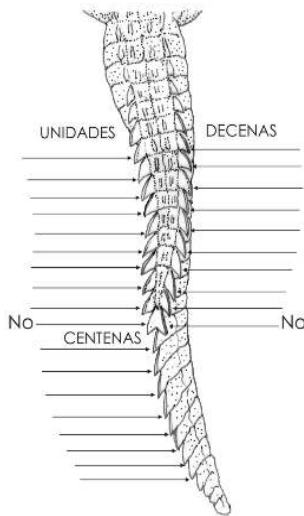
AD SUBAD JUV ♀ ♂ ?

Sitio de Capt.: _____

No. Marca.- _____ ; LHC.- _____ ; LT.- _____ ; L CAB.- _____

A CAB.- _____ ; L INTEROCULAR.- _____ ; L CLOACA-COLA.- _____

NUCALES.- _____ ; PESO.- _____ ; Fotos: _____



OBSERVACIONES: _____

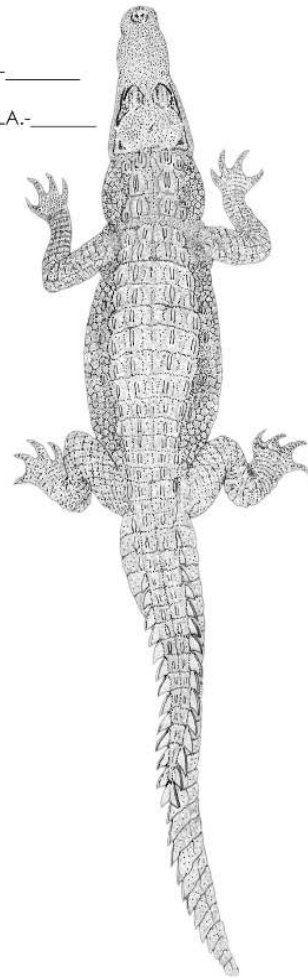


Figura 22. Ejemplo de ficha de registro de datos individuales para cocodrilos. Las variables morfométricas en la columna izquierda son las descritas en la Figura 20. En el renglón “Nucales” se anota el patrón de acomodo de los escudos nucales, que puede variar entre individuos. En el apartado de clase de edad y sexo (AD= adulto, SUBAD= subadulto, JUV= joven, = macho, = hembra y ?= sexo no determinado) se subraya la información que corresponda. En el esquema de la cola se señala la ubicación de las marcas hechas en las crestas caudales. En el esquema del cuerpo se dibujan las marcas naturales, como cicatrices o heridas, de utilidad para reconocer individuos recapturados.

las especies. Desde luego, es recomendable consultar especialistas en instituciones de investigación y universidades para confirmar la identidad de anfibios y reptiles de alguna región en particular.

Dependiendo de la extensión de la distribución de las especies, algunas publicaciones pueden resultar útiles para conocer la herpetofauna de un estado o región en particular, así como de estados y regiones aledañas. Las siguientes publicaciones son de utilidad para esto: Conant (1958), Stebbins (1966), Smith (1978), Casas-Andreu y McCoy (1979), Álvarez del Toro (1982), Smith (1982), Pérez-Higareda y Smith (1991), García y Ceballos (1994), Lee (2000), Calderón-Mandujano *et al.* (2005), Vázquez y Quintero (2005), Woolrich *et al.* (2005), Canseco y Gutiérrez (2006), Cedeño-Vázquez *et al.* (2006) y Pérez-Higareda *et al.* (2007).

Otras obras más especializadas, también de utilidad para identificar especies de herpetofauna de México son las siguientes: Smith y Smith (1979), Campbell y Lamar (1989), Álvarez del Toro y Siegler (2001), Duellman (2001), Campbell y Lamar (2004).

Literatura citada y recomendada

- Álvarez del Toro, M. A. y L. Sigler. 2001. *Los Crocodylia de México*. IMERNAR-PROFEPA. México.
- Álvarez del Toro, M. A. 1982. *Los Reptiles de Chiapas*. Publicaciones del Instituto de Historia Natural. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México.
- Brown, W. S. y W. S. Parker. 1976. A ventral scale clipping system for permanently marking snakes (Reptilia, serpents). *Journal of Herpetology* 10:247-249
- Calderón-Mandujano, R., H. Bahena-Basave y S. Calmé. 2005. *Anfibios y Reptiles de la Reserva de la Biósfera de Sian Ka'an y Zonas Aledañas*. COMPACT-ECOSUR-CONABIO, Quintana Roo, México.
- Campbell, J.A. y W.W. Lamar. 1989. *Venomous Reptiles of Latin America*. Cornell University Press, Ithaca, New York.
- Campbell, J.A. y W.W. Lamar. 2004. *The Venomous Reptiles of the Western Hemisphere*. Comstock Publishing Associates, Cornell University Press, Ithaca.
- Canseco-Márquez, L. y Ma. G. Gutierrez-Mayén. 2006. *Guía de Campo de los Anfibios y Reptiles del Valle de Zapotitlán, Puebla*. Sociedad Herpetológica Mexicana, A.C. Escuela de Biología, BUAP. México.
- Casas-Andreu, G. G. Valenzuela-López y A. Ramírez-Bautista. 1991. *Como Hacer una*

- Colección de Anfibios y Reptiles*. Instituto de Biología. UNAM. Cuadernos No. 10, México, D.F.
- Casas-Andreu, G. y C. J. McCoy. 1979. *Anfibios y Reptiles de México. Claves Ilustradas para su Identificación*. Editorial Limusa, S.A., México, DF.
- Cedeño-Vázquez, R. Calderón- Mandujano y C. Pozo. 2006. *Anfibios de la Región de Calakmul, Campeche, México*. CONABIO/ECOSUR/CONANP/PNUD-GEF/SHM, AC. Quintana Roo, México.
- Conant, R. 1958. *A Field Guide to Reptiles and Amphibians of Eastern Central North America*. The Peterson Field Guide Series. Houghton Mifflin Company, Boston.
- Donnelly, M. A., Guyer, C., Juterbock, J. E. y Alford R. A. (2001) Técnicas para marcar anfibios. E. R. Heyer, M. A. Donnelly, R. W. McDiarmid, L. C. Hayek, y M. S. Foster (eds) *Medición y Monitoreo de la Diversidad Biológica. Métodos Estandarizados para Anfibios* pp. 267-273. Smithsonian Institution Press/ Editorial Universitaria de la Patagonia. Argentina.
- Duellman, W.E. 2001. *The Hylid Frogs of Middle America*. Vol I y II. Society for the Study of Amphibians and Reptiles. Lawrence, Kansas.
- Duellman, W.E. y L. Trueb. 1986. *Biology of the Amphibians*. McGraw-Hill Book Company, San Francisco.
- Ferner, J. W. 1979. *A Review of Marking Techniques for Amphibians and Reptiles*. Society for the Study of Amphibians and Reptiles, Herpetological Circular No.9.
- Flores-Villela, O. 1993. Herpetofauna Mexicana. Lista anotada de las especies de anfibios y reptiles de México, cambios taxonómicos recientes, y nuevas especies. *Carnegie Museum of Natural History. Special Publication Number 17*: 1-73.
- Flores-Villela, O., F. Mendoza-Quijano y G. González-Porter. 1995. Recopilación de claves para la determinación de anfibios y reptiles de México. *Publicaciones Especiales Museo de Zoología "Alfonso L. Herrera" 10*:1-285.
- García, A. y G. Ceballos. 1994. *Guía de Campo de los Reptiles y Anfibios de la Costa de Jalisco, México*. Fundación Ecológica de Cuixmala, A.C. Instituto de Biología, UNAM. México.
- Heyer, E.R., M.A. Donnelly, R.W. McDiarmid, L.C. Hayek y M.S. Foster. 2001 (eds.) *Medición y Monitoreo de la Diversidad Biológica. Métodos Estandarizados para Anfibios*. Smithsonian Institution Press/ Editorial Universitaria de la Patagonia. Argentina.
- King, F.W. y R.L. Burke 1989. *Crocodylian, Tuatara and Turtle Species of the World: A Taxonomic and Geographic Reference*. Association of Systematic Collections. Washington, D.C.

- Lee, J. C. 1996. *The Amphibians and Reptiles of the Yucatan Peninsula*. Cornell University Press, New York.
- Lee, J.C. 2000. *A field Guide to the Amphibians and Reptiles of the Maya World. The Lowlands of México, Northern Guatemala, and Belize*. Comstock/Cornell University Press, Ithaca.
- Lemos- Espinal, J.A., R. I. Rojas-Gonzalez y J.J. Zúñiga-Vega et al. 2005. *Técnicas para el Estudio de Poblaciones de Fauna Silvestre*. Universidad Nacional Autónoma de México/Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Jiménez Editores e Impresores, SA de CV. México DF.
- Lieberman, S.S. 1986. Ecology of the leaf litter herpetofauna of a neotropical rain forest: La Selva, Costa Rica. *Acta Zoologica Mexicana (n.s.)* 15: 1-72.
- Martof, B, S. 1953. Territoriality in the green frog *Rana clamitans*. *Ecology* 34:165-174.
- Ojasti, J. 2000. Manejo de Fauna Silvestre Neotropical. *SIMAB Series no. 5*. Smithsonian Institution/MAB Program, Washington, D.C.
- Pelcastre-Villafuerte y O. Flores-Villela. 1992. Lista de especies y localidades de recolecta de la herpetofauna de Veracruz, México. *Publicaciones Especiales Museo de Zoología "Alfonso L. Herrera"* 4: 25-96.
- Pérez Higareda, G. y H. M. Smith. 1991. *Ofidiofauna de Veracruz. Análisis Taxonómico y Zoogeográfico*. Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología, Publicaciones Especiales. México, D.F.
- Pérez Higareda, G., M. López Luna y Hobart M. Smith. 2007. *Serpientes de la Región de Los Tuxtlas, Veracruz, México. Guía de Identificación Ilustrada*. Universidad Nacional Autónoma de México. México, DF.
- Plummer, M. V. 1979. Collecting and marking. M. Harles y H. Morlock (eds). *Turtles: Perspectives and Research* pp. 45-60. John Wiley & Sons, Nueva York.
- Rodriguez-Tarrés, R. (ed) 1987. *Manual de Técnicas de Gestión de Vida Silvestre*. World Wildlife Fund, The Wildlife Society, Bethesda, Maryland.
- Smith, H. M. y R. B. Smith. 1979. *Synopsis of the Herpetofauna of Mexico*. Vol. VI. *Guide to Mexican Turtles Bibliographic Addendum III*. John Johnson, North Bennington, Vermont.
- Smith, H. M. y R. B. Smith. 1993. *Synopsis of the Herpetofauna of Mexico*. Vol. VII. University Press of Colorado, Niwot, Colorado.
- Smith, H.M. 1978. *A Guide to Field Identification. Amphibians of North America*. Golden Press, Nueva York.
- Smith, H.M. 1982. *A Guide to Field Identification. Reptiles of North America*. Golden Press, Nueva York.
- Stebbins, R.C. 1966. *A Field Guide to Western Reptiles and Amphibians*. The Peterson Field Guide Series. Houghton Mifflin Company, Boston.

- Vázquez- Díaz y G. Quintero-Díaz 2005. *Anfibios y Reptiles de Aguascalientes*. CONABIO/CIEMAA.C. Aguascalientes, México.
- Vogt, R. C. 1980. New method for trapping aquatic turtles. *Copeia* (2):368-371.
- Woolrich-Piña, G.A., L. Oliver-López y J.A. Lemos-Espinal. 2005. *Anfibios y Reptiles del Valle de Zapotitlán, Puebla*. Universidad Nacional Autónoma de México/Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Jiménez Editores e Impresores, SA de CV. México D.F.

Información en internet

Una cantidad importante de información sobre múltiples aspectos del estudio de los anfibios y reptiles se puede consultar en internet. El siguiente listado es una selección de sitios útiles para buscar esta información. La mayoría incluyen ligas a otros sitios de interés.

Herpetological Conservation and Biology (Revista en línea) :

<http://www.herpconbio.org/>

The Center for North American Herpetology:

<http://www.cnah.org/index.asp>

American Museum of Natural History. Herpetology:

<http://research.amnh.org/herpetology/>

Chelonian Conservation Biology (revista en línea):

<http://www.chelonianjournals.org/>

Introduction to Testudines:

<http://www.ucmp.berkeley.edu/anapsids/testudines/testudines.html>

Turtles of the World:

<http://nlbif.eti.uva.nl/bis/turtles.php>

CTTC Links - Guía de recursos en internet sobre tortugas:

<http://www.tortoise.org/cttclink.html>

Biología de las serpientes:

<http://www.une.edu.ve/salud/mapanare/paginas/organiz.htm>

Crocodylians. Natural History and Conservation:

<http://crocodilian.com/>

Guía de identificación de CITES. Cocodrilos:

<http://www.flmnh.ufl.edu/herpetology/CITES/CITESIdentificationGuideCrocs.pdf>

Amphibian species of the world 5.3, an on line reference:

<http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/>

Museo de Zoología "Alfonso L. Herrera", UNAM. Laboratorio de Herpetología:
http://mzfcherpetologiaunam.blogspot.com/2005/09/publicaciones-recientes_02.html

Amphibia Web:

<http://amphibiaweb.org/index.html>

Guía rústica de los reptiles de la región de Calakmul, Campeche:

<http://www.conabio.gob.mx/institucion/proyectos/resultados/Q049Guia%20reptiles.pdf>

Sociedad Herpetológica Mexicana, A.C.:

<http://www.sociedadherpetologicamexicana.org/>

Mexico-Herps:

<http://www.mexico-herps.com/category/sauria/aspidoscelis>

LA FLORA Y LA FAUNA

15

Técnicas de campo para el
inventario y monitoreo
de insectos acuáticos

Luis Alberto Peralta Peláez

Existe una gran variedad de clases de humedales que varían en función del tipo y estructura de la vegetación, del período de inundación y de la procedencia del agua que los inunda (Mitsch y Gosselink 2000). En general, mantienen una vida particular en su interior y frecuentemente son sitios donde la biodiversidad asociada es un atributo muy importante (Contreras 1996).

La cuantificación de la biodiversidad como número de especies de cualquier grupo taxonómico y su distribución, es una tarea muy difícil de abordar sobretodo con grupos de invertebrados como los insectos (Lobo 2000). Ello se debe al enorme número de especies existente, el poco conocimiento taxonómico de algunos grupos, a los distintos estados larvarios por los que una misma especie atraviesa.

Existen varios métodos para cuantificar la biodiversidad. Puede hacerse a nivel de especies (Magurran 2004), a nivel de grupos indicadores (Kovács 1992, Reid *et al.* 1993, Cairns *et al.* 1993), e incluso se han desarrollado otras propuestas que utilizan grupos parámetro (Halffter y Favila 2000). Autores como Pearson (1995) Balmford *et al.* (1996), Drake (1996), Gaston (1996a, 1996b), Williams *et al.* (1997), Higgins *et al.* (2005) y Villaseñor (2005) mencionan la utilización de taxa de alto rango (géneros y/o familias) para cuantificar la biodiversidad que existe en una localidad o región. Martín-Piera (2000) propone cuantificar la biodiversidad mediante la función “restar”, es decir, la relación de riqueza a diferentes niveles de la jerarquía taxonómica entre el número de especies y el número de taxa de alto rango.

La utilización de estos niveles taxonómicos se vuelve útil sobre todo en países que se consideran mega diversos, como es el caso de México, ya que al utilizar niveles de familia o género tiene menos problemas de tipo taxonómico y nomenclatural, además de que no se cuenta en muchos casos con información taxonómica y ecológica para muchos de los taxa sobre todo a nivel de género y de especie.

La utilización de taxa de alto rango para cuantificar la biodiversidad se basa en un principio muy sencillo, en el sentido de que un número elevado de géneros y/o familias supone que alberga un mayor número de especies, esto es 1000 géneros o 1000 familias expresan más biodiversidad total que 1000 especies (Solbrig 1994 y Williams y Humphries 1996, citados por Martín-Piera 2000).

Entre los trabajos que han utilizado taxa a nivel de género o de familia están los cálculos del índice de Hilsenhoff (1988), del índice de integridad biótica propuesto por Karr y Chu (1999), los trabajos de Pearson (1995), Balmford *et al.* (1996), Arroyo *et al.* (2003),

Abellan (2003), Villaseñor *et al.* (2005) y Peralta *et al.* (2007).

Los trabajos de biodiversidad existentes en insectos acuáticos de México se han enfocando a grupos específicos de estos insectos. Entre ellos están los estudios de:

Odonata	González-Soriano y Novelo-Gutiérrez 1996
Coleoptera: Elmidae	Santiago-Fragoso y Spangler 2000
Diptera: Simuliidae	Navarro-Heredia y Quiroz-Rocha 2004
Diptera - Culicidae	Ibáñez-Bernal y Coscarón 1996
Diptera - Tabanidae	Ibáñez-Bernal <i>et al.</i> 1996
Diptera - Chironomidae	Ibáñez-Bernal y Coscarón 2000
Diptera - Psychodidae	Andersen <i>et al.</i> 2000
Diptera - Dolichopodidae	Ibáñez-Bernal, 2000
Ephemeroptera	Ibáñez-Bernal <i>et al.</i> 2004
Plecoptera	McCafferty y Lugo-Ortiz 1996
Trichoptera	Baumann y Kondratieff 1996
Megaloptera: Neuropterica	Bueno-Scaria 1996
Colembola	Contreras-Ramos 2000
	Palacios-Vargas <i>et al.</i> 2000

Trabajos como de Lanza *et al.* (2000) es un compendio que resumen características de tolerancias y distribución de distintos grupos taxonómicos.

LOS INSECTOS ACUÁTICOS

Se entiende por insectos acuáticos al grupo de insectos que se desarrollan toda su vida (acuáticos estrictos) o parte de ella (semiacuáticos) en ambientes acuáticos. Los primeros pasan todo su ciclo de vida en el agua, mientras que los semiacuáticos sólo viven allí durante alguna(s) etapa(s) de su desarrollo. Los Órdenes de insectos que son acuáticos o semiacuáticos son: Collembola, Ephemeroptera, Odonata, Orthoptera (semiacuáticos), Plecoptera, Hemiptera, Megaloptera y Neuroptera, Trichoptera, Lepidoptera (semiacuáticos), Coleoptera, Hymenoptera y Diptera. Esta clasificación varía dependiendo de los autores que se consulten. Para ampliar la información y conocer más los Órdenes de insectos acuáticos se recomienda ver la siguiente literatura: Borror *et al.* (1989), Merritt y Cummins (1996), McCafferty (1998) y Voshell (2002). En el anexo 1 aparecen los nombres comunes en español y en inglés de estos órdenes, para facilitarle la búsqueda de mayor información.

REQUERIMIENTOS PARA EL MONITOREO

Materiales

- Frascos de plástico, de preferencia de medio litro para colocar las muestras colectadas con la red
- Red tipo "D", en caso de no poder contar con la red se puede utilizar un colador de plástico sujetado a un mango de madera
- Charola
- Alcohol del 96 %
- Etiquetas
- Marcadores
- Estilógrafos
- Libreta y lápiz

Equipo

Para la observación se requiere de un microscopio estereoscópico. En caso de no contar con uno, se puede utilizar una lupa de buena resolución de 10x o más.

Formatos de registro de información

Etiquetas: Es importante etiquetar todos los frascos que se utilizarán en el monitoreo. Estas marcas deben escribirse con tinta indeleble por fuera del frasco, y tienen que indicar con una clave el sitio, el número de repetición de la toma de muestra y la fecha de muestreo.

En el interior del frasco también se debe colocar una etiqueta. La información que se escribe es muy importante ya que en ellas se asientan datos de la información básica que identificará a la muestra y a todos los organismos colectados. Dependiendo de la información de ésta, se puede utilizar para ubicación, interpretación, etc. Estas etiquetas se hacen en papel albanene o papel vegetal y se llena la información con tinta china. Si las etiquetas se hacen en computadora es necesario imprimirlas con impresora de chorro de tinta, pero no con impresora láser ya que si se hace con esta última se borra la información con el alcohol. A continuación presentan dos ejemplos de etiquetas.

INECOL. - ITVer.	
Localidad: La Mancha Actopan, Veracruz. Mex.	
Ambiente:	Tipo Vegetación:
Cond. Ambiental:	
Clave::	Fecha:
tipo muestreo: Red "D" Muestreo: DZUL - LAPP	

INECOL. - ITVer.	
Localidad: La Mancha Actopan, Veracruz. Mex.	
Ambiente:	Tipo Vegetación:
Orden:	Familia:
Genero:	Especie:
Altitud:	Cond. Ambiental:
Fecha:	Determinó: LAPP, DZUL
Clave:	Veracruz tipo muestreo: Red "D"

Hojas de registro. Una vez que se han limpiado las muestras y se inicia la determinación e identificación de los ejemplares colectados es necesario vaciar la información en hojas de registro que contengan la información sobre la colecta. En el Cuadro 1 se presenta un ejemplo.

Cuadro 1. Ejemplo de hoja de datos de la información obtenida de las muestras donde L es estado larval, A es adulto y P significa pupa. Los números 1, 2 y 3 son las repeticiones de la muestra.

Sitio	Fecha	Orden	Familia	Suborden	Género	Especie	Repetición									Total	Observaciones	
							1	2	3	1	2	3	1	2	3			
F1		Coelocera	Chelonariidae															
F2			Circulariidae															
F3			Dryopidae															
F4			Hydroptilidae															

Técnicas

En la literatura existen diferentes técnicas para la colecta de insectos acuáticos y varían dependiendo del objetivo del trabajo. Se han realizado comparaciones entre los distintos métodos y el que se utiliza con mayor frecuencia y ventajas es el muestreo con la Red tipo "D" dado que se puede utilizar en la mayoría de los ambientes presentes en el humedal. Para profundizar el tema se puede consultar Merritt *et al.* (1996), Bain y Stevenson (1999) y Batzer *et al.* (2001). En la figura 1 se esquematiza una red de tipo "D". En el presente manual se recomienda realizar la toma de muestras con la red tipo "D" o su equivalente (una red construida con un colador de trama fina) en caso de no contar con una.

Los pasos para muestrear son:

1. Identificar las zonas de muestreo en el humedal que comprenda la mayor cantidad de ambientes (Figura 2).



Figura 1. Esquema de una red de las denominadas tipo “D”.

2. En cada uno de ellos establecer un área aproximada de un metro cuadrado.
3. Dar un golpe fuerte con la red, ya sea en la base de la vegetación, en el fondo, o en la vegetación flotante, y retirar la red con la muestra, en el sitio que se eligió.
4. Si en el sitio existen los tres tipos de vegetación se recomienda, tomar una muestra en cada una de ellas.
5. Una vez que se tenga la muestra, enjuagarla con agua del sitio y eliminar la mayor cantidad posible de materia orgánica como hojas, fragmentos de troncos, ramas, etc. Esto se hace con cuidado revisando que no se tengan adheridos organismos.
6. Se recomienda hacer tres repeticiones por cuadro de muestreo.

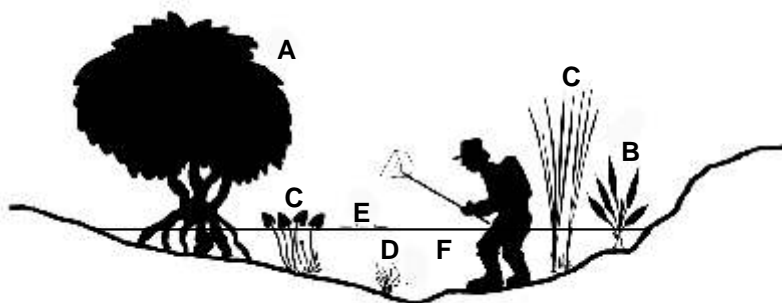


Figura 2. Corte transversal de un humedal con los ambientes donde hay que realizar el muestreo para la colecta de insectos acuáticos. A) Vegetación arbórea, B) Vegetación enraizada emergente en los ambientes de la orilla, C) Vegetación emergente enraizada en el cuerpo de agua, D) Vegetación sumergida, E) Vegetación de hojas flotantes, F) Cuerpo de agua.

Procesamiento de organismos

Una vez que se han colectado las muestras en el humedal, se debe agregar alcohol al 96%, esto con el fin de evitar que los organismos se descompongan. Si no se procesa la muestra lo antes posible, en el laboratorio o lugar donde se realice la limpieza de las muestras, se recomienda realizar un segundo cambio de alcohol al 96%, después de 24 horas de tomada la colecta, con el fin de preservar las muestras.

Cuando se separen los organismos del resto de la materia orgánica que acompaña la muestra, ya sea en campo o laboratorio, es necesario colocar los ejemplares en una solución de alcohol al 70% o 75% y con una nueva etiqueta que contenga la información de la etiqueta original, así como familia, género o especie.

Manuales de identificación

Para la identificación de los insectos acuáticos a nivel de orden, familias y algunos géneros es recomendable utilizar la siguiente literatura: Borror y White (1970), Borror *et al.* (1989), Merritt y Cummins (1996), McCafferty (1998), Novelo-Gutiérrez (1997 a y 1997 b) y Voshell (2002).

EL USO DE INSECTOS ACUÁTICOS PARA VALORAR EL IMPACTO AMBIENTAL

Como parte de la evaluación que las actividades humanas tienen sobre el ambiente, se han medido parámetros físicos, químicos y biológicos (sobre todo bacteriológicos) que proporcionan datos cuantitativos. En sus inicios el monitoreo ambiental se realizó con el fin de determinar la calidad del agua para satisfacer las necesidades humanas. En la segunda mitad del siglo XX se realizaron monitoreos de la calidad del aire y suelo, determinando parámetros fisicoquímicos.

Autores como Rosenberg (1998) mencionan que el monitoreo de parámetros físicos y químicos subestima la degradación de los ecosistemas. Esto lo resume de la siguiente manera: las medidas físicas y químicas son como las fotografías del ecosistema, las medidas biológicas son como el video. Esto es, los análisis fisicoquímicos del agua sólo proporcionan una parte del escenario ambiental, no caracterizan adecuadamente el estado que presentan los distintos sistemas evaluados en el tiempo y espacio, mientras que el biomonitoreo, que se basa en el uso de organismos indicadores, permite

establecer con más precisión cuáles son los factores que afectan la salud del ecosistema en periodos y espacios más largos (Cairns *et al.* 1993, Karr y Chu 1998).

Históricamente uno de los tipos de estrés (es decir la tensión causada por situaciones agobiantes) que más se ha trabajado desde el punto de vista de especies indicadoras, es la tolerancia al enriquecimiento orgánico de algunas especies (Cairns *et al.* 1993, de la Lanza 2000). Esto dificulta la utilización de los organismos indicadores para otros tipos de impactos pues hay falta de información.

Los organismos que se pueden considerar como candidatos a ser indicadores son las plantas, microorganismos, aves e invertebrados (familias, géneros o especies) que respondan a la presencia de distintas sustancias químicas, físicas, materia orgánica y alteraciones del hábitat.

Entre algunos de los parámetros que se pueden usar en una población son los hábitos alimenticios, la abundancia, la biomasa, la productividad, la natalidad y la mortalidad, la estructura de la población en el tiempo, el tamaño de la población a través del tiempo, el número de crías por pareja, los rangos geográficos de la población, entre otros. Estos parámetros pueden ser determinados en diferentes especies y no todos pueden ser aplicables en otras escalas taxonómicas (Cairns *et al.* 1993, Kar y Chu 1999), de ahí su importancia como herramientas para establecer las condiciones en que se encuentra una comunidad, ecosistema o cuenca.

En el nivel de las comunidades, se tienen diferentes grupos de organismos que juegan un papel importante en el ecosistema y que probablemente están mejor integrados a las diferentes formas de estrés, aun cuando contienen especies que realizan funciones similares. Los parámetros que se estudian en la comunidad se centran en determinar su estructura, el número de especies (familias o géneros) presentes (riqueza específica), la abundancia relativa y dominancia, la biomasa, la estructura del grupo y la estructura trófica (Cairns *et al.* 1993, Kar y Chu 1999) así como los índices de similitud. De los parámetros antes mencionados, las redes tróficas son las que permiten de una manera integral observar los impactos directos e indirectos de los agentes causantes de estrés sobre la comunidad dentro de un amplio margen de manejo. La dinámica con que operan las redes tróficas es básicamente la forma en que funcionan los ecosistemas y está directamente relacionada con la integridad de éstos (Cairns *et al.* 1993, Karr y Chu 1999).

Otra forma de determinar el impacto de las actividades humanas es a través de la integridad biótica del ecosistema. Se define como: la capacidad de soportar y mantener una comunidad balanceada y adaptada de organismos, con una organización y composición de especies comparable a la del hábitat natural (Karr y Dudley 1981, Karr 1991). La integridad biótica se puede medir a través de los Índices de Integridad Biótica (IBI, por sus siglas en inglés), los cuales se pueden definir como una expresión numérica que relaciona atributos o características de las poblaciones, comunidades y ecosistemas que permiten evaluar el impacto de las actividades humanas sobre el ambiente (Karr y Dudley 1981, Karr 1991, Karr y Chu 1999). Los valores de los IBI se pueden utilizar para evaluar las condiciones ambientales de un sitio, determinar las tendencias de un sitio a través del tiempo mediante muestreos repetidos, comparar sitios cuyos datos son colectados al mismo tiempo y determinar e identificar la causa u origen de la alteración o perturbación del lugar.

El IBI puede ser adaptado a diferentes comunidades como es la de los macroinvertebrados (Karr 1981). Dentro de este grupo, los insectos son los más utilizados para establecer índices biológicos ya que se pueden encontrar en todas partes y tienen una amplia variedad de respuesta al estrés ambiental y por su naturaleza sedentaria permiten una evaluación efectiva espacial de las perturbaciones (Rosenberg y Resh 1993, de la Lanza 2000). Sin embargo, se han propuesto diferentes Índices de Integridad Biótica utilizando diferentes comunidades o ensambles de algas, moluscos, anélidos, nemátodos, aves, anfibios, fanerógamas. En todos los grupos taxonómicos es posible encontrar y tomar en cuenta diferentes atributos que se pueden agrupar en tres grandes grupos: riqueza y composición de especies, composición trófica y abundancia, y condiciones de los organismos.

El poder usar a un organismo o grupo como indicador o grupo parámetro depende de que tanto se conozca su biología y taxonomía, que tengan relevancia o importancia biológica, sean sensibles a condiciones particulares de agentes estresantes, estar bien representados tanto en la región como en el ecosistema a estudiar, tener una participación importante en los ciclos biogeoquímicos, ser de fácil captura y estandarizable, ser de fácil identificación taxonómica aún por personas no especialistas. El grupo debe tener características tales que las colectas u otras actividades necesarias para su estudio no pongan en peligro su conservación. El grupo no sólo debe proporcionar información de la comunidad intacta o sin alterar, sino debe servir para medir la reducción de la biodiversidad por distintas causas, y debe poderse trabajar con él a diferentes escalas geográficas (Rosenberg y Resh 1993, citados por de la Lanza 2000, Kovács 1992, Favila y Halffter 1997, Halffter 1998, Halffter y Favila 2000).

Para poder utilizar la información generada con los insectos acuáticos como indicadora de las actividades humanas, es necesario establecer las tolerancias y hábitos alimenticios de cada grupo. Es necesario considerar que la mayor parte de la literatura hace mención a organismos indicadores en humedales que mantienen un flujo y nivel constante de agua (ríos, arroyos, lagos, zonas ribereñas), lo que permite se mantengan la estructura y redes tróficas a través del tiempo, situación que no pasa en los humedales que presentan grandes variaciones en el hidropériodo a través del tiempo. Para establecer estos parámetros se recomienda consultar la siguiente literatura: Davis y Simon 1995, Merritt y Cummins 1996, McCarrferty 1998, **Karr y Chu 1999**, de la Lanza *et al.* 2000, Adamus *et al.* 2000, Rader *et al.* 2001, Thorp y Covich 2001 y Mandaville 2002.

Literatura citada y recomendada

- Abellan, R.P. 2003. Selección de áreas prioritarias de conservación en la provincia de Albacete utilizando los coleópteros acuáticos. *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa* 32: 269-275.
- Adamus, P., T.J. Danielson y A. Gonyaw. 2000. *Indicators for Monitoring Biological Integrity of Inland, Freshwater Wetlands*. U.S. Environmental Protection Agency. Washington, DC.
- Andersen, T., A. Contreras-Ramos y M. Spies. 2000. Chironomidae (Diptera). J.E.B Llorente, E. González-Soriano y N. Papavero (eds) *Biodiversidad, Taxonomía y Geogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp. 581-591. Universidad Nacional Autónoma de México. México DF.
- Arroyo, J., J.C. Iturrondobeitia, A.I. Caballero y S. González-Carcedo. 2003. Una aproximación al uso de taxones de artrópodos como bioindicadores de condiciones edáficas en agrosistemas. *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa* 32: 73-79.
- Bain, M.B. y N.J. Stevenson (eds) 1999. *Aquatic Habitat Assessment: Common Methods*. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.
- Balmford, A., M.J.B. Green y M.G. Murray. 1996. Using higher-taxon richness as a surrogate for species richness: I Regional test. *Proceedings The Royal Society B*. 263: 1267-1274.
- Batzer, D. y S.A. Wissinger. 1996. Ecology of insect communities in nontidal wetlands. *Annual Review Entomology* 41: 75-100.
- Batzer, D.P., A.S. Shultreff, y R.B. Rader. 2001. Sampling invertebrates in wetlands. R.B. Rader, D.P. Batzer y S.A. Wissinger (eds) *Bioassessment and*

- Management of North American Freshwater Wetlands*: pp. 339-354. John Wiley & Sons Inc. Nueva York.
- Bauman, R.W. y B.C. Kondratieff. 1996. Plecoptera. J.E.B Llorente, E. González-Soriano y N. Papavero (eds) *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: hacia una síntesis de su conocimiento*. pp 169-174 Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.
- Borror, D.J. y R.E. White. 1970. *A Field Guide to Insects*. Houghton Mifflin Company. Boston.
- Borror, D.J., C.A. Triplehorn y N.F. Johnson. 1989. *An Introduction of the Study of Insects*. 6th ed., Thomson Learning Inc., Belmont, California.
- Bueno-Soria, J. 1996. Trichoptera. J.E.B. Llorente, A. García-Aldrete y E. González-Soriano (eds) *Biodiversidad, Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp. 501-511. Universidad Nacional Autónoma de México. México DF.
- Cairns, J.Jr., P.V. McCormick y B.R. Niederlehner. 1993. A proposed framework for developing indicators of ecosystem health. *Hidrobiología* 263:1-44.
- Contreras, E. F, F.J. Abarca y M. Cervantes (eds.). 1996. *Importancia de los humedales. Manual para el Manejo y Conservación de los Humedales de México*. Cap.4. Publicación especial bajo colaboración de la Secretaría del Medio Ambiente, Recursos Naturales y Ecología, U.S.Fish and Wildlife Service, Arizona Game and Fish Department y Wetlands International the Americas-Programa México.
- Contreras-Ramos A. 1997. Clave para la determinación de los Megaloptera (Neuropterida) de México. *Degusiana* 4: 51-61.
- Contreras-Ramos, A. 2000. Megaloptera (Neuropterida). J.E.B. Llorente, A. García-Aldrete y E. González-Soriano (eds.). *Biodiversidad, Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp. 355-362. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.
- Dader, R.B., D.P. Batzer y S.A. Wissinger (eds) 2001. *Bioassessment and Management of North American Freshwater Wetlands*. John Wiley & Sons, Inc. Nueva York.
- Davis, W.S. y T.P. Simon. 1995. *Biological Assessment and Criteria. Tools for Water Resource Planning and Decisión Making*. Lewis Publishers. Boca Raton.
- de La Lanza Espino, G., S. Hernández y P.J.L Carvajal. 2000. *Organismos indicadores de la calidad del agua y de la contaminación (bioindicadores)*. Comisión Nacional del Agua. SEMARNAP, UNAM, Plaza y Valdés. México D.F.
- Drake, J.A., C.I. Hewitt., G.R. Huxel y J. Kolasa. 1996. Diversity and higher levels of organization. K.J. Gaston (ed) *Biodiversity: a Biology of Numbers and Differences*. pp. 149–166. Blackwell, Oxford.

- EPA. 1990. *Water Quality Standards for Wetlands*. National Guidance. 440/S-90-011.
- EPA. 1998. *Lake and Reservoir Bioassessment and Biocriteria*. Technical Guidance Document. 841-B-98-007.
- EPA. 2000. *Evaluation Guidelines for Ecological Indicators*. 620/R-99/055.
- EPA. 2002. *Methods for Evaluation of Wetland Condition*. 822-R-02-16.
- Favila, M.E y G. Halffter. 1997. The use of indicator groups for measuring biodiversity as related to community structure and function. *Acta Zoologica Mexicana* 72: 1-25.
- Gaston, K.J. K.J. Gaston (ed). 1996. *Species Richness: Measure and Measurement. Biodiversity: a Biology of Numbers and Differences*. Blackwell. Oxford.
- Gaston, K.J. M.E. Hochberg, J. Clobert y R. Barbault (eds) 1996. Spatial covariance in the species richness of higher taxa. *Aspects of the Genesis and Maintenance of Biological Diversity*. pp. 221–242. Oxford University Press. Oxford.
- González-Soriano, E. y R. Novelo-Gutiérrez. Odonata. J.E.B. Llorente, A. García-Aldrete y E. González-Soriano (eds). 1996. *Biodiversidad, Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp. 147-167. Universidad Nacional Autónoma de México. México DF.
- Halffter, G. 1998. A strategy for measuring landscape biodiversity. *Biology International* 36: 3-17.
- Halffter, G. y M.E. Favila 2000. Como medir la biodiversidad. *Ecología latinoamericana. Actas III Congreso Latinoamericano Ecología*. Universidad de. Los Andes- Cons – CDCHT, Mérida.
- Helgen, J.C y M.C. Gernes. 2001. Monitoring the condition of wetlands: Index of biological integrity using invertebrates and vegetation. R.B. Rader, D.P. Batzer y S.A. Wissinger (eds) *Bioassessment and Management of North American Freshwater Wetlands*. pp. 167-186. J. Wiley and Sons. Inc. Nueva York.
- Henne, L., D.W. Schneider y L.M. Martínez. 2002. Rapid assessment of organic pollution in a west-central Mexican river using a family- level biotic index. *Journal Environmental Planning and Management* 45(5): 613-632.
- Higgins, J.V, M.T. Bryer, M.L. Khoury y T.W. Fitzhugh. 2005. A freshwater classification approach for biodiversity conservation planning. *Conservation Biology* 19 (2): 432-445.
- Hilsenhoff, W.L. 1988. Rapid field assessment of organic pollution with a family-level biotic index. *Journal of the North American Benthological Society* 7(1): 65-68.
- Ibáñez-Bernal. S. 2000. Psychodidae (Diptera). J.E.B Llorente, E. González-Soriano y N. Papavero (eds) *Biodiversidad, Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp. 607-626. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.

- Ibáñez-Bernal, S, D. Strickman y C. Martínez-Campos, 1996. Culicidae (Diptera). J.E.B Llorente, E. González-Soriano y N. Papavero (eds) *Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp. 591-602. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.
- Ibáñez-Bernal, S. y S. Coscarón. 1996. Simuliidae (Diptera). J.E.B Llorente, E. González-Soriano y N. Papavero (eds) *Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp. 579-589. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.
- Ibáñez-Bernal, S. y S. Coscarón. 2000. Tabanidae (Diptera). J.E.B Llorente, E. González-Soriano y N. Papavero (eds) *Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp. 593-606. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.
- Ibáñez-Bernal, S., V. Ortiz-Hernández y L.M. Martín del Campo. 2004. Dolichopodidae (Diptera). J.E.B Llorente, E. González-Soriano y N. Papavero (eds) *Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp 759-765. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.
- Karr, J.R. 1981. Assessment of biotic integrity using fish communities. *Fisheries* 6 (6): 21-26.
- Karr, J.R. 1991 Biological integrity: a long-neglected aspect of water resource management. *Ecological Applications* 1 (1): 66-84.
- Karr, J.R. y D.R. Dudley. 1981. Ecological perspective on water quality goals. *Environmental Management* 5 (1): 55-68.
- Karr, J.R. y W.E. Chu. 1999. *Restoring Life in Running Waters. Better Biological Monitoring*. Island Press. Washington DC.
- Keiper, J.B., W.E. Walton y B.A. Foote. 2002. Biology and ecology of higher Diptera from freshwater wetlands. *Annual Review Entomology* 47: 207-232.
- Kerans, B.L. y J.R. Karr. 1994. A benthic index of biotic integrity (B-IBI) for rivers of the Tennessee Valley. *Ecological Application* 4 (4): 768-785.
- Kovács, M. 1992. *Biological Indicators in Environmental Protection*. Ed. Ellis Horwood, Nueva York.
- Lobo, J.M. F. Martín-Piera, J.J. Morrone y A. Melic (eds). 2000. ¿Es posible predecir la distribución geográfica de las especies basándonos en variables ambientales?. *Hacia un Proyecto CYTED para el Inventario y Estimación de la Diversidad Entomológica en Ibero América*. pp. 55-68. PRIBES. S.E.A. España.
- Magurran, A.E. 2004. *Measurement of Biological Diversity*. Blackwell Publishing, Oxford.
- Mandaville, S.M. 2002. *Benthic Macroinvertebrates in Freshwater. Taxa Tolerance Values, Metrics and Protocols*. Soil and Water Conservation Society of Metro

- Halifax. <http://chebucto.ca/Science/SWCS/SWCS.html>
- Margalef, R. 1983. *Limnología*. Omega, Barcelona,
- Martín-Piera, F. 2000. Estimaciones prácticas de biodiversidad utilizando taxones de alto rango en insectos. F. Martín-Piera, J.J. Morrone y A. Melic (eds) *Hacia un Proyecto CYTED para el Inventario y Estimación de la Diversidad Entomológica en Ibero América: 35-54*. PrIBES. S.E.A. España.
- McCafferty, C.R. 1998. *Aquatic Entomology*. Jones and Bartlett Publisher. Sudbury, Massachusetts.
- McCafferty, W.P. y C.R. Lugo-Ortiz. 1996. Ephemeroptera. J.E.B Llorente, E. González-Soriano y N. Papavero (eds) *Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp. 133-145. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.
- McCafferty, C.R., R. Lugo-Ortiz, A.V. Provosha y T.Q. Wang. 1997. Los efemerópteros de México: I. Clasificación superior, diagnosis de familias y composición. *Degusiana* 4(2): 1-29.
- Merritt, R.W, K.W. Cummins y T.M. Burton. 1981. The role of aquatic insects in the processing and cycling of nutrients. V.H. Resh y D.M. Rosenberg (eds) *The Ecology of Aquatic Insects*. pp. 134-163. PRAEGER. New York.
- Merritt, R.W, K.W. Cummins y V.H. Resh. 1996. Design of aquatic insect studies: collecting, sampling and rearing procedures. R.W. Merritt y K.W. Cummins (eds) *An Introduction to the Aquatic Insects of North America*. pp 87-97. Kendall/Hunt Publishing Company, Dubuque, Iowa.
- Merritt, R.W. y K.W. Cummins. 1996. Ecology and distribution of aquatic insect. R.W. Merritt y K.W. Cummins (eds) *An Introduction to the Aquatic Insects of North America*. pp. 74-86. Kendall/Hunt Publishing Company, Dubuque, Iowa.
- Mitsch W.J. y J.G. Gosselink. 2000. *Wetlands*. J. Wiley and Sons, Inc. Nueva York.
- Navarrete-Heredia, J.L. y G.A. Quiroz-Rocha. 2004. Hydraenidae (Coleoptera). J.E.B Llorente, E. González-Soriano y N. Papavero (eds) *Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp. 641-647. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.
- Novelo-Gutiérrez, R. 1997a. Clave para la separación de familias y géneros de las náyades de Odonata de México, parte I. Zygoptera. *Degusiana* 4(1): 1-10.
- Novelo-Gutiérrez, R. 1997b. Clave para la separación de familias y géneros de las náyades de Odonata de México, parte II. Anisoptera. *Degusiana* 4(2): 31-40.
- Palacios-Vargas, J.G., G. Castaño-Meneses y B.E. Mejía-Recamier. 2000. Collembola. J.E.B Llorente, E. González-Soriano y N. Papavero (eds) *Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp. 249-273. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.

- Pearson, D.L. 1995. Selecting indicator taxa for the quantitative assessment of biodiversity. D.L. Hawksworth (ed) *Diversity, Measurement and Estimation: 75-79*. The Royal Society Chapman Hall. Londres.
- Peralta Peláez, L.A., C. Deloya y P. Moreno-Casasola. 2007. Insectos acuáticos asociados a las lagunas interdunarias de la región central del estado de Veracruz, México. *Neotropical Entomology* 36 (2): 342-355
- Rader, R.B., D.P. Batzer y S.A. Wissinger (eds) 2001. *Bioassessment and Management of North American Freshwater Wetlands*. John Wiley & Sons Inc. Nueva York.
- Reid, W.V., J.A. McNeely, D.B. Tunstall, D.A. Bryant y M. Winograd. 1993. Biodiversity indicators for policy-makers. *Global Biodiversity Strategy*. WRI/IUCN/UNEP.
- Resh, V.H. W.S. Davis y T.P. Simon (eds). 1995. Freshwater benthic macroinvertebrates and rapid assessment procedures for water quality monitoring in developing and newly industrialized countries. *Biological Assessment and Criteria, Tool for Water Resources Planning and Decision Making*. pp.63-77. Lewis Publishers. Boca Raton.
- Resh, V.H y D.M. Rosenberg. 1984. *The Ecology of Aquatic Insects*. PRAEGER. Nueva York.
- Ribera, I. y G. Foster. 1997. El uso de artrópodos como indicadores biológicos. *Boletín. Sociedad Entomológica Aragonesa* 20: 265-276.
- Rosenberg, D.M. y V.H. Resh. R.W. Merritt y K.W. Cummins (eds). 1996. *Use of aquatic insects in biomonitoring. An Introduction to the Aquatic Insects of North America*. pp. 87-97. Kendall/Hunt Publishing Company. Iowa.
- Sandoval J.C. y A.I. Molina. S.P. Hernández y P.J.L. Carvajal (eds). 2000. Insectos. G. de La Lanza Espino, *Organismos Indicadores de la Calidad del Agua y de la Contaminación (bioindicadores)*. pp. 405-551. Comisión Nacional del Agua. SEMARNAP, UNAM, Plaza y Valdés editores. México D.F.
- Santiago-Fragoso, S. y L. Vázquez. 1989. Coleópteros acuáticos y semiacuáticos del Río Amacuzac (Huajinitlan y El Estudiante) Morelos, México. *Anales del Instituto de Biología, serie Zoología* 60(3): 405-426.
- Santiago-Fragoso, S. y P.J. Spangler. 2000. Elmidae (Coleoptera). J.E.B Llorente, E. González-Soriano y N. Papavero (eds). *Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento*. pp. 421-438. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F.
- Santiago-Fragoso, S. y J.C. Sandoval-Manrique. 2001. Coleópteros acuáticos y su relación con la dinámica fisicoquímica del río Cuautla (Tramo Tetelcingo –Anenecuilco), Morelos, México. *Hidrobiologica* 11(1): 19-30.
- Thorp, J.H. y A.P. Covich. 2001. *Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates*. Academic Press. Londres.

- Villaseñor, J.L., G. Ibarra-Manríquez, J.A. Meave y E. Ortiz. 2005. Higher taxa as surrogates of plant biodiversity in a megadiverse country. *Conservation Biology* 19: 232–238.
- Voshell, J. R. 2003. *A Guide to Common Freshwater Invertebrates of North America*. McDonald and Woodward Publishing. Canada.
- Weigel, B.M., L. Henne y L.M. Martínez-Rivera. 2002. Macroinvertebrate-based index of biotic integrity for protection of streams in west-central Mexico. *Journal of the North American Benthological Society* 21(4): 686–700.
- Williams, D.D. 1984. The hyporheic zone as a habitat for aquatic insects and associated arthropods. V.H. Resh y D.M. Rosenberg (eds) *The Ecology of Aquatic Insects*. pp. 430–455. Praeger. Nueva York.
- Williams, P.H., K.J. Gaston y C.L. Humphries. 1997. Mapping biodiversity value worldwide: combining higher–taxon richness from different groups. *Proceedings of the Royal Society B*. 264: 141–148.

Anexo 1.

Orden de insectos	Nombre común en español	Nombre común en inglés
Collembola	Colémbolos	<i>springtail</i>
Ephemeroptera	efemerópteros	<i>mayflies</i>
Odonata	libélulas caballeros	<i>dragonflies, damselflies</i>
Orthoptera (semiacuáticos)	grillos, chapulines	<i>grasshoppers, crickets</i>
Plecoptera		<i>stoneflies</i>
Hemiptera	chinches de agua, cucarachas de agua	<i>water bugs</i>
Megaloptera		<i>dobsonflies, fishflies, alderflies</i>
Neuroptera		<i>fishflies, snakeflies, lacewings, antlion</i>
Trichoptera		<i>caddisflies</i>
Lepidoptera (semiacuáticos)	palomillas	<i>moths</i>
Coleoptera	escarabajos acuáticos	<i>water beetles</i>
Hymenoptera		<i>wasps</i>
Diptera	moscos, moscas, chaquistes. a las larvas: alfilerillos, gusanos de agua	<i>mosquitoes, midges, crane flies, punkies, moth flies, soldiers flies</i>

LA SOCIEDAD Y LOS HUMEDALES

16

Diseño de proyectos de restauración
ecológica y servicios ambientales

Fabiola López Barrera,
Lorena Elisa Sánchez Higuero,
Patricia Moreno-Casasola B.
y Hugo López Rosas

Colaboración:
Ma. Elizabeth Hernández Alarcón

RESTAURACIÓN ECOLÓGICA

¿Qué es la restauración y la rehabilitación ecológica?

La restauración ecológica como concepto integrador surge en los años ochenta. Sin embargo, como antecedente tiene el desarrollo de diversas áreas como la aplicación de técnicas de reforestación, recuperación de minas abandonadas, tratamientos de limpieza de aguas contaminadas, remediación de suelos contaminados, control de la erosión, ingeniería ambiental, jardinería y arquitectura del paisaje, silvicultura y prácticas agronómicas, etc.

El concepto de restauración ha tenido una evolución en el tiempo, siendo ahora un término que se enfoca más en el proceso que en la meta. La última y más simple definición manejada en la actualidad es la de la Sociedad para la Restauración Ecológica, del 2004, la cual dice que es: El proceso de asistir la recuperación de un ecosistema que ha sido degradado, dañado o destruido (SER, Society for Ecological Restoration).

Así, la restauración se define como una actividad intencional que incentiva o acelera la recuperación de un ecosistema con respecto a su salud, integridad y sustentabilidad. La intención es regresar un ecosistema a su trayectoria histórica (pero probablemente no a su estado inicial), basándose en información histórica, de sitios de referencia, ecosistemas comparables y otras fuentes de información. Para entender más claramente el concepto de la restauración, Bradshaw (1987), estableció un esquema (Figura 1), que ejemplifica como la restauración ecológica se logra cuando se lleva a un ecosistema dañado a su estado original, definido por cierto tipo de estructura (número de especies, número de estratos de un bosque, etc.), y por las funciones del ecosistema (productividad, captura de carbono, captación de agua, etc.). Según Bradshaw (1987) cuando un ecosistema no llega a recuperar su estado original pero recupera parte de su estructura y función, se dice que el ecosistema se ha rehabilitado. La rehabilitación y la restauración difieren en sus metas y estrategias. La rehabilitación (Figura 1), enfatiza la reparación de los procesos, la productividad y los servicios de un ecosistema, mientras que las metas de la restauración también incluyen el restablecimiento de la integridad biótica preexistente en términos de composición de especies y estructura de la comunidad. No obstante, la restauración, en el aspecto amplio que aquí se concibe, probablemente abarca una gran parte del trabajo de proyectos que se han identificado previamente como rehabilitaciones (SER 2004).

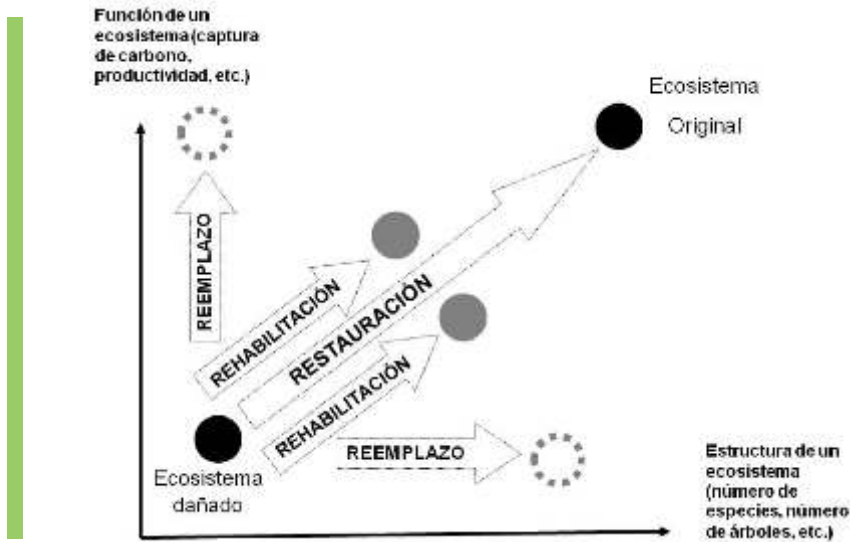


Figura 1. Figura que muestra esquemáticamente el concepto de restauración modificada de la versión original de Bradshaw (1987).

¿Cómo decidir que es necesario un proyecto de restauración?

La decisión de restaurar un sitio puede estar determinada por diversos factores y algunas veces no está en nosotros la decisión de dónde restaurar. Pero todo proyecto de esta índole necesita una justificación de por qué la intervención es necesaria para recuperar ciertas funciones o estructuras y, de por qué creemos que la regeneración natural no tendrá un mejor resultado que nuestra intervención. La decisión no es trivial ya que los cambios que se induzcan deben ser sostenibles a largo plazo y sus resultados no han de ser sólo temporales. Un factor obvio pero muchas veces pasado por alto, es que para que un sitio sea restaurado, debe detenerse la fuente de disturbio que lo llevó a tal estado de degradación. Si esto no sucede o no tenemos control sobre la frecuencia e intensidad del factor de disturbio, la restauración será poco o nada exitosa (Figura 2).

La base primordial de la necesidad de la restauración tiene algunos de los siguientes supuestos:

- La degradación del sitio es tan alta que la regeneración o recuperación natural no ocurrirá o será muy lenta, ya que se perdieron componentes esenciales del ecosistema (como el suelo), o el factor de disturbio es persistente (por ejemplo, cuerpos de agua contaminados con metales).

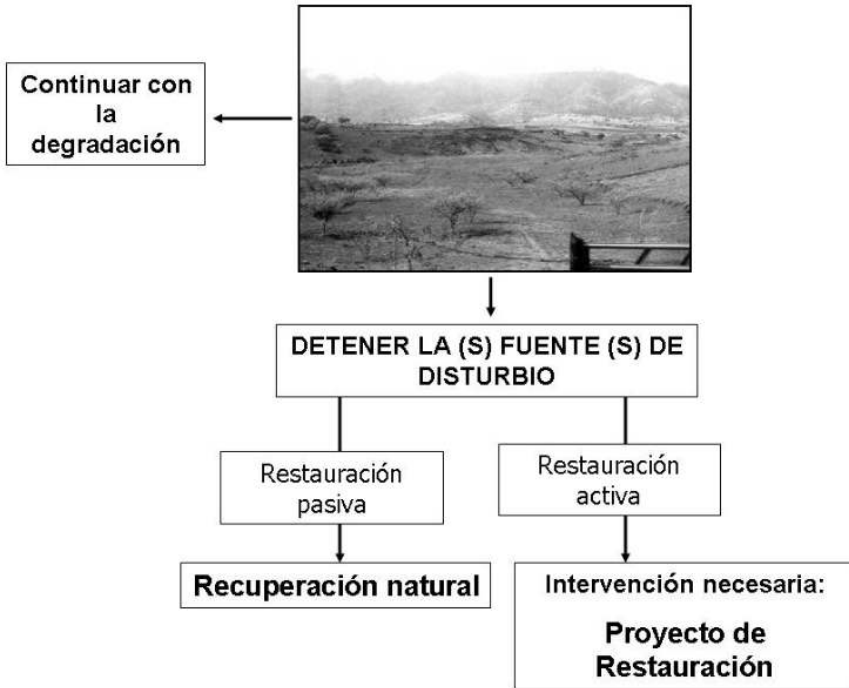


Figura 2. Se muestra la diferencia entre la restauración pasiva y la restauración activa.

- Aún cuando el sitio no está tan degradado, la matriz del paisaje si lo está, por lo que las fuentes de flora y fauna para la colonización del sitio no existen, lo que retardará la recuperación natural.

La restauración ecológica es costosa, por lo que debe considerarse el costo-beneficio en términos de las ventajas o desventajas que traerá consigo la zona restaurada para la población local, la región y la biodiversidad a nivel paisaje. Un humedal restaurado logra mejorar las condiciones sanitarias, el suministro y calidad de agua, los recursos alimentarios e hídricos esenciales, generar actividades recreativas y de ecoturismo, el mejoramiento de los valores paisajísticos, las posibilidades educativas, la conservación del patrimonio cultural (sitios de interés histórico o religioso), entre algunos ejemplos.

¿Cómo se elabora una propuesta de restauración o rehabilitación?

Los proyectos de restauración o rehabilitación son muy diferentes, pero los planes en general incluyen como mínimo, los puntos que se muestran en el siguiente cuadro:

Cuadro 1. Descripción general de un proyecto de restauración.

SECCIONES	DESCRIPCION	EJEMPLO
Título	Debe indicar claramente el tipo de proyecto, si es de restauración, rehabilitación, reforestación, recuperación, etc. Debe ser breve pero informativo.	Restauración de un humedal que ha sido invadido por una gramínea invasora (<i>Echinochloa polystachya</i>) en el sitio Rancho La Mancha (J), Ibero, Veracruz.
Justificación de por qué se necesita la restauración activa o pasiva	Plantear la necesidad de rehabilitar/restaurar las funciones del ecosistema en cuestión. Señalar sus funciones de soporte, regulación, distribución y su valor dentro del ecosistema y para las comunidades locales, indicando claramente por qué la rehabilitación/restauración es la opción y qué factores están impidiendo que este proceso se lleve a cabo de manera natural. Es fundamental que la fuente de disturbio o daño se haya detenido.	7 millones de gramíneas han sido introducidas en las zonas inundables que naturalmente tienen papales y en menor grado juncos para transformados en pastos. Su introducción provocó cambios en el tipo de canalización para el drenaje de terrenos. La especie altamente productiva que invade rápidamente, acumulando biomasa seca y de esa manera se alacena el terreno y formando suelo. Estas características permiten que aunque el papero haya sido abandonado, el terreno no pueda recuperar de forma natural las condiciones originales de topografía e hidrología necesarias para recuperar el humedal. Desde esa condición, la intervención con la restauración activa se vuelve una actividad prioritaria.
Una descripción ecológica del sitio designado para la restauración	Descripción física y biológica del sitio a rehabilitar/restaurar, documentado mediante cartografía, en la que se incluya la localización precisa de los sitios donde se llevaron a cabo las acciones y el estado de degradación de los sitios antes de haberse iniciado.	El sitio proyectado para la restauración es un parcel de aproximadamente 2.5 ha perteneciente al Centro de Investigaciones Científicas La Mancha (CICOLMA). La vegetación del sitio fue boscosa por Noveles (1978). Poco después de este desastre se comenzaron a verter actividades que cambiaron la topografía y asociaron el hidroperiodo del humedal. Entre 1978 y 1988 hubo un proyecto de grandes experimentos integrados en el que se manejaron tiempos, estadios de maduración y canales. En ese mismo periodo se introdujeron gramíneas invasoras resistentes a la inundación en la zona como resultado de un proyecto para sustituir ganado en zonas inundables. En un primer momento congo el papero se introdujo en el sector de terrenos (Echinochloa polystachya). Esta especie entró al parcel restaurando a las especies nativas y convirtiéndose en el elemento dominante de la comunidad. Actualmente la fisiología del humedal invadido es la de un parcel inundable con pesados peces de vegetación nativa (juncos de <i>Typha domingensis</i> o papales dominados por <i>Sagittaria latifolia</i>).
Una explicación de cómo la restauración propuesta se integrará con el paisaje y sus flujos de organismos	La planeación de la restauración en un sitio debe ser congruente y compatible con los ecosistemas adyacentes o el tipo de uso de suelo de la zona que lo rodea. El no atacar el sitio restaurado en el paisaje puede determinar que el proyecto no sea sustentable a largo plazo. Por ejemplo, si el sitio a restaurar está rodeado de lugares que tienen especies invasoras, es altamente probable que el sitio restaurado sea invadido por esas especies si no se realizan acciones para evitarlo.	El papal que se pretende restaurar se ubica entre una laguna de agua dulce bordeada de vegetación arbórea (selva baja inundable), un sistema de curvas costeras, y una laguna salobre bordeada por manglar. Esta situación hace que el parcel naturalmente funcione como espacio de tránsito, anidación y refugio de fauna acuática (aves, reptiles, anfibios, peces, insectos y crustáceos) y, por lo tanto, de conservación de la biodiversidad. Los cambios en el ecosistema natural generados por la invasión del zacate alemán han disminuido la disponibilidad de este sitio como hábitat para mucha fauna silvestre debido a que disminuyó la variedad y calidad de alimento, se perdieron las conectividades y se segregaron por el exceso de materia orgánica acumulada sobre el suelo. La construcción de refugios subterráneos se convirtió por la compactación del suelo y la cerrada de la vegetación difícil el tránsito de especies pecenales como lagartos y aves voladoras. Por otro lado, la geomorfología del papal nativo que éste funciona como un espacio de captación y retención del agua superficial y subterránea de sedimentos, nutrientes, plaguicidas y nutrientes provenientes de las áreas de cultivo cercanas e incluso de cuenca arriba. La reintroducción de la vegetación nativa y la recuperación de la topografía del suelo, propuestas en este proyecto, permiten que el humedal recupere la función de conservación de la biodiversidad y de retención del agua. Esta recuperación será solo un aproximadamente 70% del total requerido, porque el humedal a restaurar coincide con un área inundable de propiedad particular a la que no se tiene acceso y cuyo uso es de potrero.
Establecimiento de las metas	Definir claramente las características y funciones del ecosistema que se pretende rehabilitar o restaurar. Las metas no se modifican una vez iniciado el proyecto.	Recuperar el régimen hidrológico, la composición de especies, la estructura y la función ecológica de humedal que fue sitio invadido por una gramínea introducida de origen africano.
Establecimiento de los objetivos	Los objetivos deben ser muy específicos y vinculados a las acciones de suelo de la restauración. Deben estar acotados en términos espaciales y temporales. Por ejemplo, implementar en un 20% la regeneración de 3 especies de árboles en 3 años. Pueden	1. Recuperar el régimen hidrológico mejorando el nivel topográfico de la zona invadida hasta lograr un suelo saturado en agosto de octubre y una inundación promedio de 35 cm en épocas de lluvias. 2. Disminuir la cobertura de la especie invasora mediante el corte manual (topes, cordonales) en toda el área y sembrado temporal en los bordes del sitio a restaurar que están colmadas con terrenos con elemento dominante de la comunidad. Actualmente la fisiología del humedal invadido es la de un parcel inundable con pesados peces de vegetación nativa (juncos de <i>Typha domingensis</i> o papales dominados por <i>Sagittaria latifolia</i>).
Una explicación de cómo la restauración propuesta se integrará con el paisaje y sus flujos de organismos	La planeación de la restauración en un sitio debe ser congruente y compatible con los ecosistemas adyacentes o el tipo de uso de suelo de la zona que lo rodea. El no atacar el sitio restaurado en el paisaje puede determinar que el proyecto no sea sustentable a largo plazo. Por ejemplo, si el sitio a restaurar está rodeado de lugares que tienen especies invasoras, es altamente probable que el sitio restaurado sea invadido por esas especies si no se realizan acciones para evitarlo.	El papal que se pretende restaurar se ubica entre una laguna de agua dulce bordeada de vegetación arbórea (selva baja inundable), un sistema de curvas costeras, y una laguna salobre bordeada por manglar. Esta situación hace que el parcel naturalmente funcione como espacio de tránsito, anidación y refugio de fauna acuática (aves, reptiles, anfibios, peces, insectos y crustáceos) y, por lo tanto, de conservación de la biodiversidad. Los cambios en el ecosistema natural generados por la invasión del zacate alemán han disminuido la disponibilidad de este sitio como hábitat para mucha fauna silvestre debido a que disminuyó la variedad y calidad de alimento, se perdieron las conectividades y se segregaron por el exceso de materia orgánica acumulada sobre el suelo. La construcción de refugios subterráneos se convirtió por la compactación del suelo y la cerrada de la vegetación difícil el tránsito de especies pecenales como lagartos y aves voladoras. Por otro lado, la geomorfología del papal nativo que éste funciona como un espacio de captación y retención del agua superficial y subterránea de sedimentos, nutrientes, plaguicidas y nutrientes provenientes de las áreas de cultivo cercanas e incluso de cuenca arriba. La reintroducción de la vegetación nativa y la recuperación de la topografía del suelo, propuestas en este proyecto, permiten que el humedal recupere la función de conservación de la biodiversidad y de retención del agua. Esta recuperación será solo un aproximadamente 70% del total requerido, porque el humedal a restaurar coincide con un área inundable de propiedad particular a la que no se tiene acceso y cuyo uso es de potrero.

<p>Establecimiento de las metas</p>	<p>Definir claramente las características y funciones del ecosistema que se pretende rehabilitar o restaurar. Las metas no se modifican una vez iniciado el proyecto.</p>	<p>Recuperar el régimen hidrológico, la composición de especies, la estructura y la función ecológica de humedal que ha sido invadido por una gramínea introducida de origen extranjero.</p>
<p>Establecimiento de los objetivos</p>	<p>Los objetivos deben ser más específicos y vinculados a los indicadores de éxito de la restauración. Deben estar acotados en términos espaciales y temporales. Por ejemplo: Incrementar en un 20% la regeneración de 3 especies de árboles en 3 años. Pueden modificarse si se justifica según la trayectoria del ecosistema restaurado.</p>	<ol style="list-style-type: none"> 1. Recuperar el régimen hidrológico modificando el nivel topográfico de la zona invadida hasta lograr un suelo saturado en época de secas y una inundación promedio de 30 cm en épocas de lluvias. 2. Disminuir la cobertura de la especie invasora mediante el corte manual (cabezas, cañales), en toda el área y sembrado temporal en los bordes del sitio a restaurar que están colonizados con leñeros con actividades agropecuarias. 3. Permitir el establecimiento de las principales especies nativas sembrando semillas y plántulas. 4. Controlar el flujo periódico del humedal construyendo una compuerta en la salida principal del agua del humedal hasta la laguna.
<p>Una designación y descripción del ecosistema a partir de referencia</p>	<p>Descripción tipo de referencia que representen un reflejo del pasado o de un ecosistema similar conservado. Ayudan a establecer indicaciones para el monitoreo del éxito de la restauración.</p>	<p>Los popales son humedales de agua dulce donde dominan plantas herbáceas emergentes de hojas anchas. Este tipo de vegetación se distribuye principalmente en Veraguas, Talamanca, Chiriquí y Limón. Corresponde a un clima ecuatorial húmedo, con temperaturas medias anuales superiores a 25°C, humedad de lluvias y precipitación mensual anual superior a los 1.800 mm. Su fisonomía es de una comunidad densa de plantas herbáceas de 1 a 3 m de alto que forman un tipo homogéneo.</p> <p>La vegetación acuática y subacuática no ocupa grandes extensiones; sin embargo, es un grupo de gran importancia, tanto florística (debido a que se reconocen 747 especies de plantas acuáticas que en su mayoría se están restringidas en su distribución geográfica) y alrededor de mil especies de fitoplanctonas, de las que el 10% son endémicas al país, como de fauna, debido a que funcionan como hábitat natural para muchos peces de aguas frías.</p> <p>La vegetación original del humedal se restaura con la de un prado dominado por <i>Sagittaria teretica</i> y con presencia importante de <i>Typha glauca</i>, <i>Potamogeton amplifolius</i> y algunas emergentes, como otras (Trevino-Pardo et al. 2015).</p>
<p>Métodos de la restauración incluyendo una estrategia para hacer comedones rápidos a mitad de camino (manejo adaptativo)</p>	<p>Técnicas y métodos probados que se emplearán para el desarrollo del proyecto, los cuales deben garantizar el logro de los objetivos propuestos. La programación de los actividades y obtención de resultados deben ser precisas y concisas con los objetivos y métodos del proyecto.</p>	<ul style="list-style-type: none"> -Definición de áreas de control. -Caracterización del estado inicial. -Rescate de individuos de especies nativas. -Construcción de compuerta. -Creación de pasto por chepeo y remoción del suelo. -Resaca del banco de semillas y plántulas. -Muestreo de suelo para recuperar el fitoplancton. -Construcción de pozos. -Reintroducción de especies nativas. -Monitoreo del hidropedio y de otros indicadores físico-químicos y biológicos. El monitoreo constante es la clave para determinar si el proyecto está siguiendo el rumbo propuesto o si es necesario dejar de hacer algún tipo de manejo o aplicar nuevas acciones para permitir el cumplimiento de los objetivos.
<p>Estandares de desempeño bien desarrollados y explícitos, con indicaciones de progreso o éxito mediante los cuales se puede evaluar el proyecto</p>	<p>Indicaciones cuantificables que permitan evaluar si el avance de la restauración corresponde a lo previsto y programado. Los indicadores deben coincidir con los objetivos.</p>	<p>Indicador de la implementación de la especie nativa: porcentaje de cobertura del pasto (dominancia).</p> <p>Indicador de la recuperación del hidropedio: tiempo, profundidad y frecuencia de inundación.</p> <p>Indicadores de la recuperación de la estructura florística del ecosistema: riqueza en diversidad de plantas (incluyendo plantas), porcentaje de cobertura por especies nativas seleccionadas (dominancia, estructura de la comunidad).</p> <p>Indicadores de la recuperación de la función ecológica del ecosistema: abundancia de ciertos órdenes de insectos como: Díptera, Coleoptera, Hemiptera y Odonata; abundancia y riqueza de grupos de arácnidos y reptiles; avifauna; fitoplanctonas de la calidad de agua y suelo; pH, conductividad, oxígeno disuelto, DBO, potencia reductora aparente; porcentaje de materia orgánica; concentraciones de amonio, nitrato y sulfato.</p>
<p>Estrategias para una protección y mantenimiento a largo plazo del ecosistema restaurado.</p>	<p>Explicar cómo se pretende asegurar que los cambios que se pretenden realizar en el sistema serán sostenibles a largo plazo y, cómo sus resultados no bajen de ser solo temporales en el corto plazo.</p>	<p>En el sistema, todo el terreno de restauración que colinda con un potrero, se construye un canal de un metro de profundidad y un metro de ancho y se sembrarán individuos de <i>Typha domingensis</i> en alta densidad. Este procedimiento impide el establecimiento del pasto dentro y la presencia de <i>Typha angustata</i> el peso de individuos de pasto.</p> <p>Otro aspecto que debe ser considerado para asegurar la efectividad del proyecto es el manejo adaptativo. No tenemos antecedentes de experiencias de restauración de popales a partir de pastizales dominados por un pasto exótico. Tenemos que reconocer que debe haber hipótesis de trabajo o hipótesis que a partir del monitoreo periódico, sean perfectas y replicables; así como acciones y manejo que se adapten a las respuestas del ecosistema impredecibles por ahora, durante el proyecto. El éxito del manejo adaptativo depende de un buen monitoreo del cual se debe contar con el personal capacitado de restauración.</p>

El éxito de las actividades de restauración a corto y largo plazo: el manejo adaptativo

El éxito de las actividades de restauración depende de que se establezca un monitoreo adecuado y con una buena selección de indicadores o atributos del ecosistema, que al irse midiendo en el tiempo, nos permitan ver si nos estamos acercando a la meta planeada del proyecto en particular. Esto se ejemplifica en la Figura 3. El ecosistema se presenta con un círculo sombreado. Establecemos un intervalo de valores deseado con base en nuestro sitio o sitios de referencia del estado deseado. Monitoreamos en el tiempo la trayectoria de nuestro indicador. Es posible que el indicador no varíe a lo largo de todas las actividades de restauración, lo cual podría considerarse un fracaso de la restauración. Podemos también detectar una trayectoria deseada hacia la meta pero en el siguiente monitoreo se puede detectar un descenso no planeado (Figura 3). Por ejemplo, el sistema puede sufrir la entrada y expansión en superficie ocupada de especies invasoras o el surgimiento de plagas e infecciones en plantas (síntomas de condiciones estresantes). Si nuestro monitoreo detecta estos cambios a tiempo, podemos establecer un esquema de manejo adaptativo para regresar al ecosistema a la trayectoria deseada. Por el contrario, no monitorear nuestro indicador en la escala de tiempo adecuada, puede generar que no detectemos estos cambios y no tengamos capacidad de reaccionar, lo cual llevará a la restauración al fracaso.

El manejo adaptativo incorpora investigación en las acciones de restauración. De manera específica y es la integración de diseño, manejo y monitoreo, para probar sistemáticamente la trayectoria de la restauración, a fin de poderse adaptar, reaccionar y aprender del proceso. No se trata, sin embargo, de un manejo al azar de ensayo y error. Por el contrario, involucra primero pensar sobre la situación del proyecto, desarrollar una serie de supuestos sobre lo que está ocurriendo y cuáles acciones se pueden utilizar para recuperar la trayectoria deseada. Posteriormente, deben implementarse acciones y monitorear los resultados reales, para ver cómo se compara con lo que se predijo. La clave es desarrollar un entendimiento no sólo de cuáles acciones funcionan y cuáles no, sino también el por qué.

La adaptación se trata de actuar a tiempo para mejorar el proyecto de restauración con base en los resultados del monitoreo. Si las acciones planeadas no logran los resultados esperados, puede ser porque los objetivos estaban errados, las acciones mal ejecutadas, las condiciones en el sitio del proyecto cambiaron, los indicadores de éxito no eran los correctos o el monitoreo tenía algunas fallas (o una combinación de estos problemas). La adaptación involucra cambiar los objetivos sin cambiar la meta,

para poder modificar las intervenciones. Aprender, se trata de documentar sistemáticamente el proceso y los resultados logrados. Esta documentación ayudará al equipo a no repetir los mismos errores en el futuro. Más aún, ayudará a otras personas en el resto de la comunidad de la conservación a beneficiarse de sus experiencias. Otros profesionales están ávidos de aprender de los éxitos y sus fallas, de manera que puedan diseñar y manejar mejores proyectos y evitar algunos de los peligros y obstáculos que previamente se han encontrado. Al compartir la información de lo que se ha aprendido con un proyecto se ayudará a los esfuerzos de conservación alrededor del mundo. Detalles del manejo adaptativo se puede consultar en:

(http://sanctuaries.noaa.gov/management/pdfs/Day6_H10_AdaptMgmt_esp.pdf)

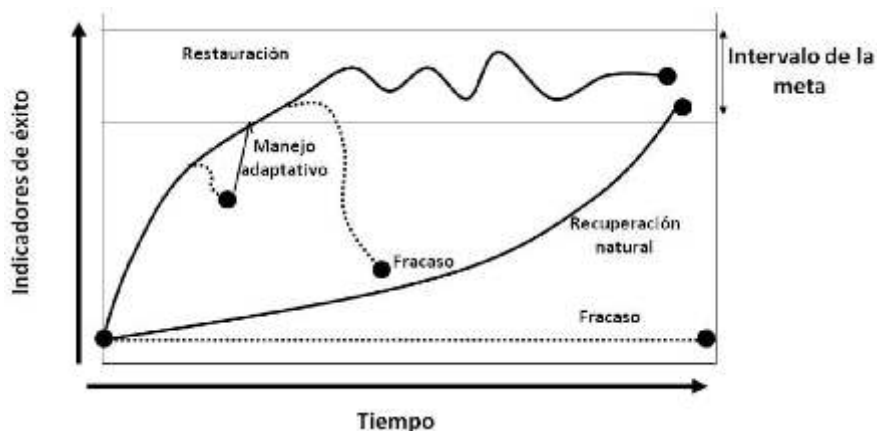


Figura 3. Posibles trayectorias de algún atributo variable o indicador del ecosistema en restauración que esté siendo utilizado para determinar el éxito o el cumplimiento de una meta determinada con la restauración. Más detalles en el texto.

La restauración debe tener como meta general crear un sistema que requiera un mínimo de mantenimiento. Por ejemplo, el sistema de plantas, animales, microbios, sustrato y flujo de agua debe desarrollarse buscando que se automantenga y autodiseñe, que utilice las energías naturales tales como la que potencialmente se encuentra en un arroyo o los subsidios naturales al sistema y, debe integrarse al paisaje hidrológico y ecológico ya que cuando los ecosistemas están adaptados a esas condiciones su recuperación es más rápida.

La escala de tiempo es muy importante, a todos nos gusta ver resultados en el corto tiempo, sin embargo, el funcionamiento tarda en recuperarse, más aún cuando la degradación fue intensa y ocurrió por periodos de tiempo prolongados. Se pueden necesitar varios años antes de que las plantas se establezcan y exista retención de nutrientes y fauna, la maduración de suelos puede llevar décadas. Después de la intervención, hay que dejar que la sucesión juegue su papel.

PARTICULARIDADES DE LA RESTAURACIÓN DE HUMEDALES: EL MANEJO DE LA HIDROLOGÍA Y LA TOPOGRAFÍA

La función del exceso del agua en la vegetación de humedales

El exceso de agua que genera la saturación o inundación del suelo es la principal característica que determinará la presencia de humedales en un terreno específico. Cuando el suelo se satura o inunda, la primera consecuencia es que la cantidad de oxígeno disponible en el suelo para el metabolismo de las raíces de las plantas y de los microorganismos del suelo, disminuye unas 10,000 veces en comparación con el suelo seco. Como consecuencia de la inundación, muchas plantas mueren al no disponer de oxígeno suficiente para realizar actividades metabólicas como la respiración. En estas condiciones, son pocas las plantas que pueden tolerar o evitar las consecuencias de la inundación.

Las plantas de los humedales presentan adaptaciones morfológicas y fisiológicas que les permiten sobrevivir con exceso de agua y por tanto, escasez de oxígeno. Entre las características más frecuentes está la presencia del aerénquima en raíces, tallo y hojas. El aerénquima es un tejido caracterizado por una gran cantidad de canales de aire. La función del mismo en las plantas es doble: en primer lugar permite el flujo de oxígeno de las estructuras aéreas de las plantas (hojas y tallo) hacia las estructuras subterráneas (raíces, rizomas), y en segundo lugar, permite la dilución y liberación a la atmósfera de los gases tóxicos para las plantas que se forman en los suelos inundados (p. ej. sulfuro, metano). Además del aerénquima, las plantas de los humedales pueden presentar otros mecanismos que les permiten sobrevivir en condiciones de inundación, como son el desarrollo de raíces adventicias, contrafuertes en árboles, alargamiento de tallos en plantas enraizadas con hojas flotantes y lenticelas, además de adaptaciones fisiológicas. Cuando aunado a la inundación hay condiciones de aguas salobres o saladas se añade un estrés más producido por la sal. El contacto de las células de la raíz de la planta con condiciones de salinidad produce una sequía fisiológica que hace que

fluya agua del medio más concentrado al menos concentrado, produciendo sequía. Además, la sal es un ión tóxico que afecta la fisiología celular. Las plantas tolerantes a la

Otros aspectos a tener en cuenta para la restauración de humedales

La necesidad de hacer retroceder la degradación de los humedales ha dado lugar a la puesta en marcha de numerosos proyectos de restauración en todo el mundo. Cada proyecto de restauración es único y si bien estos principios y orientaciones se han concebido para que sean útiles en muchas situaciones, no son universalmente aplicables ni definitivos. Sin embargo, en todos los casos una planificación detenida reducirá las posibilidades de que sobrevengan efectos secundarios indeseados. Para facilitar la planificación deben evaluarse las características del sitio objeto de examen y los factores que pudieran afectar a su viabilidad y eficacia.

Los procesos naturales deben examinarse durante la selección, preparación y elaboración del proyecto. En la medida de lo posible, se deben aplicar principios de ingeniería ecológica, más que métodos que requieran estructuras duras o grandes excavaciones. Siempre que sea posible, la escala mínima de planificación aceptable de restauración de humedales debiera ser la cuenca de captación, es decir la zona de donde se abastece de agua el humedal.

Los proyectos concretos de envergadura relativamente pequeña orientados a un único humedal pueden ser útiles siempre que se planifiquen en el contexto de la cuenca de captación. La planificación de la restauración de los humedales no debe desestimar el valor de los hábitat de tierras altas y los nexos entre los hábitats de humedales y éstas. La planificación de la restauración de humedales requiere tomar en consideración los principios que rigen la asignación de los recursos hídricos y el papel que la restauración puede desempeñar en el mantenimiento de las funciones ecológicas de los humedales. Debe recordarse que para mantener el humedal hay que conservar el hidropereodo y el presupuesto o balance de agua que dan las características específicas de nivel de inundación. Es importante detectar cuál es la principal fuente de agua del humedal, pues es necesario conservarla: escurrimientos superficiales o subsuperficiales de la cuenca de captación, elevación del manto freático que a su vez se ha alimentado de las zonas de captación de la cuenca, o lluvias. En el caso de humedales salobres las mareas son otra fuente importante de agua.

La restauración de humedales es un proceso abierto y por ello debe involucrar a los interesados directos de la comunidad, así como a los interesados indirectos que vayan a resultar afectados por un proyecto, aun cuando estén lejos del lugar de su ejecución. Debe comprender además de los dueños del predio, a las comunidades locales y las poblaciones tribales e indígenas, así como a los intereses sectoriales *in-situ* y *ex-situ*;

todos ellos debieran participar plenamente en el proyecto de restauración desde sus primerísimas etapas hasta su custodia a largo plazo, comprendida la etapa de ejecución.

La restauración requiere una custodia a largo plazo, lo que abarca gestión y monitoreo continuos (véase RAMSAR: Un diagrama para establecer un programa efectivo de monitoreo de humedales, anexo de la Resolución VI.1). La restauración eficaz debe concebirse, en lo posible, con vistas al automantenimiento, pero suele requerir también de un grupo de personas que comprenda la necesidad de custodia a largo plazo, los recursos necesarios para respaldar todo esto y un compromiso de hacerlo efectivo. El establecimiento de incentivos puede contribuir en grado apreciable al éxito a largo plazo del proyecto de restauración.

La planificación de la restauración de los humedales debe incorporar, siempre que sea posible, el conocimiento de la gestión tradicional de los recursos que contribuyó a la configuración del paisaje. La incorporación de los conocimientos y la gestión ambientales tradicionales y las prácticas de recolección sostenibles por la población local debe constituir un componente integral de la restauración.

- La restauración es más factible que la creación de humedales. El buscar un sitio donde hayan existido humedales o que estén cerca, hace factible que el sustrato sea adecuado, que haya fuentes cercanas de semillas y que existan las condiciones hidrológicas apropiadas.
- Evaluar la posición del humedal propuesto en el paisaje. Los paisajes tienen patrones naturales que maximizan el valor y función de hábitats individuales. Por ejemplo, humedales aislados funcionan de manera muy diferente a aquellos vinculados con arroyos o planicies de inundación. Un humedal arbóreo en una planicie con pastos funcionará de manera diferente a uno cercano a un bosque.
- Llevar a cabo un estudio hidrológico detallado del sitio, incluyendo la determinación de la interacción potencial entre el manto freático y el humedal propuesto. Se requieren suelos saturados por lo menos parte del año. En humedales intermareales hay que tomar en cuenta las mareas.
- Determinar la tenencia de la tierra, el precio y también la de los sitios de donde provienen los flujos de agua. Tomar en cuenta el uso del suelo alrededor del

sitio escogido y los futuros planes de desarrollo del suelo. Frecuentemente es necesario comprar tierras adicionales para proveer una zona buffer. Asegurar que hay suficiente tierra para asegurar los objetivos.

- Hay que dar espacio para el “envejecimiento del humedal” es decir, los cambios en el funcionamiento producido por las entradas de sedimentos, nutrientes, etc.
- Localizar un sitio donde sea frecuente la inundación natural. Se debe visitar el sitio durante épocas de lluvias y conocer su comportamiento en extremos de sequía y de inundación.
- Inspeccionar y caracterizar los suelos con detalle para determinar su permeabilidad, textura y estratigrafía. Suelos muy permeables no podrán mantener un humedal a menos que los flujos de entrada sean excesivos.
- Caracterizar cualitativa y cuantitativamente suelos, manto freático, flujos superficiales, ríos y arroyos, así como mareas que van a afectar la calidad del agua. Estos aspectos son importantes para la productividad del humedal y para la flora que se establezca.
- Evaluar en el sitio y en sitios cercanos la viabilidad de los bancos de semillas para asegurar su respuesta a condiciones hidrológicas.
- Asegurar que se tiene en existencia el material que se necesite, las semillas y las plantas, así como acceso a infraestructura (caminos, energía eléctrica, etc.). Esta parte es fundamental durante el periodo de modificación de las condiciones de topografía.
- Para potenciar la presencia de fauna y pesca, revisar si el humedal está en el camino de pasos migratorios (de fauna y peces durante desove).
- Evaluar si hay posibilidad de usar maquinaria, o si el trabajo debe hacerse con base en mano de obra.

RESTAURACIÓN DE HUMEDALES HERBÁCEOS

Los humedales presentan una característica básica: el agua, por lo tanto son la hidrología y la topografía los factores básicos para lograr la restauración deseada, lo que permite lanzar una guía eje con las siguientes etapas:

Hidrología y topografía

Se deben realizar acciones que garanticen el abastecimiento de agua como son la renivelación (comúnmente bajando el nivel o colocación temporal de estructuras que retarden la desecación del mismo), y la recuperación y/o obtención de un nuevo influente de agua.

Reducción de nutrientes

Realizando la remoción de la capa superficial del suelo (renivelación), se logra la extracción de un suelo alterado y del banco de semillas así como un nivel de inundación mayor. Es necesario tener presente el llevar el suelo extraído a un sitio alejado. Las podas y extracción de la vegetación es otra forma de lograrlo pero puede presentar menor eficiencia. La vegetación flotante en el espejo de agua también es una forma de extraer nutrientes (o bien *Typha* spp), podando dicha vegetación regularmente.

Control de la colonización y sucesión

Al frenar el disturbio es importante que el hidropereodo y la topografía sean adecuadas para el establecimiento de comunidades vegetales de humedales. Si bien en un inicio se pueden presentar especies pioneras, las hidrófitas ocuparán su lugar (bajo las condiciones adecuadas).

Sobrevivencia, recolonización y reintroducción de especies

El sitio presentará la recolonización natural por las plantas de humedal que estuviesen presentes aún durante el disturbio o por el banco de semillas. Sin embargo, es posible estimularla o ayudarla con el banco de semillas de humedales cercanos no alterados así como por trasplantes de individuos a fin de favorecer la diversidad.

Sitios de consulta útiles:

<http://www.epa.gov/owow/wetlands/restore/>

<http://www.epa.gov/wetlands/facts/restoration.pdf>

RESTAURACIÓN DE MANGLARES

En el tema de restauración de humedales, los ejemplos más frecuentes se refieren a las experiencias en restauración de manglares. Cuando un manglar es talado o quemado, muchas veces se pretende hacer trabajo de restauración reforestando los claros de bosque con plántulas o individuos jóvenes de especies de mangle. Como mencionamos más arriba, esta actividad es costosa y poco útil, puesto que tarde o temprano, sin la acción humana, el manglar recuperará su estructura original porque no hubo cambios en su hidrología. Los manglares alrededor del mundo podrían regenerarse naturalmente con una sucesión (15-30 años) si la hidrología no ha sido modificada y si existen semillas o plántulas disponibles.

Debido a que los manglares pueden recuperarse sin plantar, la planeación de la restauración debe primero examinar cuándo existe una hidrología interrumpida u otros factores de disturbio que estén impidiendo el reclutamiento natural de manglares. Los disturbios deberán ser removidos y se debe de monitorear si existe reclutamiento natural; si no existe, se puede recurrir a plantar los manglares directamente. Desafortunadamente muchos proyectos de restauración inician plantando, sin determinar primero si la regeneración natural puede ocurrir. Mucho dinero es invertido en producir las plantas en invernaderos y no se pone atención en recuperar primero las variables del hábitat, como la topografía y el hidroperíodo. Luego estas plantas se siembran y no tienen éxito, perdiéndose mucho capital económico y humano.

Por otro lado, el reclutamiento natural puede derivar en altas densidades de árboles de manglar. Se han llegado a registrar hasta 2,500 plántulas reclutadas naturalmente en una hectárea.

Lo que sabemos, después de una larga historia de pérdida y recuperación de manglares, es que para diseñar un plan de restauración exitoso se deben cumplir al menos los siguientes cinco pasos críticos:

1. Entender los patrones de topografía, marea e hidrología que controlan la distribución y el éxito del establecimiento y crecimiento de las especies claves del manglar a restaurar.
2. Entender la ecología de las especies de manglar del sitio en particular (Flores Verdugo *et al.* 2007), como los patrones de reproducción, dispersión, distribución y flujo de propágulos y sitios exitosos

3. Identificar el o los disturbios que provocaron modificaciones del hábitat que evitan la regeneración natural del manglar.
4. Diseñar un programa de restauración para restaurar apropiadamente la hidrología, los flujos y si es posible utilizar propágulos disponibles del área para incrementar la densidad de regeneración.
5. Sólo utilizar la técnica de plantaciones de propágulos, plántulas colectadas *in situ*, o plantas producidas en vivero después de determinar que el reclutamiento natural no será más exitoso y cubrirá los objetivos planteados en el proyecto.

Literatura recomendada

- Agraz-Hernández, C. 2007. *Restauración con manglar: criterios y técnicas hidrológicas, de reforestación y forestación*. Universidad Autónoma de Campeche y CONAFOR.
- Agraz-Hernández C. y F. Flores-Verdugo. P. Moreno-Casasola, E. Peresbarbosa y A.c. Travieso-Bello (eds). 2004. Creación y restauración de ecosistemas de manglar. Principios básicos. *Manejo Integral de la Zona Costera: Un Enfoque Municipal*. CONANP- Gobierno de Estado de Veracruz - Instituto de Ecología, A. C., Xalapa.
- Flores-Verdugo F., P. Moreno-Casasola, C. Agraz-Hernández, H. López-Rosas, D. Benítez-Pardo y A. Travieso-Bello A. 2007. La topografía y el hidroperíodo: dos factores que condicionan la restauración de los humedales costeros. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 80: 33-47.
- Lewis, R.R. y B. Streever. 2000. Restoration of mangrove habitat. *WRP Technical Notes Collection* (ERDC TN-WRP-VN-RS-3.2), U.S. Army Engineer Research and Development Center, Vicksburg, MS. www.wes.army.mil/el/wrp.
- Reyes M. y C. Hernández. 2002. Restauración de áreas alteradas de manglar con *Rhizophora mangle* en la costa de Chiapas. *Madera y Bosques* 8: 103-114
- Comisión Nacional Para El Conocimiento y Uso De La Biodiversidad. 2008. *Manglares de México*. Conabio. México D.F.

RESTAURACIÓN DE MÉDANOS O DUNAS

La actividad de restauración, en caso de que la sucesión o revegetación natural no ocurra después del disturbio, es la reforestación y consta de varias etapas:

1. Primero se sugiere el establecimiento de especies arbustivas bajas y herbáceas pioneras, tolerantes al enterramiento y desenterramiento de arena. Son las primeras capaces de establecerse. Su función es cubrir la arena, incorporar nutrientes al suelo, mejorar la capacidad de retención de humedad, reducir los extremos de temperatura y favorecer la presencia de micorrizas y bacterias fijadoras de nitrógeno.
2. La siguiente etapa es iniciar la formación de núcleos de matorrales a partir de los cuales se sigan modificando las condiciones del suelo, para que otras especies menos tolerantes puedan establecerse. Una forma de acelerar la sucesión de las dunas y poder contar con especies arbóreas más rápidamente es establecer estos núcleos de vegetación.
3. Una vez que se tienen los núcleos iniciales de matorrales, ya sea los existentes en las dunas o los sembrados, se puede proceder a sembrar otras especies de interés para los pobladores. Deberán ser especies que habiten naturalmente en las dunas.

Este último proceso enriquece los matorrales y los hace más diversos. Ello también favorece la presencia de fauna y un uso más diversificado de los productos forestales (obtención de miel, frutos, plantas medicinales, etc.). Aquellas especies poco tolerantes a la sombra pueden sembrarse en el borde del matorral, mientras que aquellas especies más tolerantes, pueden sembrarse en el interior del matorral, y si es necesario, clarear un poco el dosel o copas de los árboles que ya estaban establecidos.

Literatura recomendada

- Moreno-Casasola P., M.L. Martínez y G. Castillo-Campos. 2008. Designing ecosystems in degraded tropical coastal dunes. *Ecoscience* 15: 44-52.
- Moreno-Casasola, P. D. Infante Mata, A.C. Travieso Bello y C. Madero Vega. 2008. Manual para la reforestación de los médanos. www.inecol.edu.mx/costasustentable.

PAGO DE SERVICIOS AMBIENTALES

¿Qué y cuáles son los servicios ambientales de los humedales?

Los servicios ambientales son: las condiciones y los procesos a través de los cuales los ecosistemas naturales, y las especies que los forman, mantienen y satisfacen la vida del ser humano” (Daily, 1997). Estos servicios incluyen el mantenimiento de la biodiversidad, así como la producción de los bienes de los ecosistemas como la pesca, frutos, madera, fibra natural, farmacéuticos, etcétera, que representan una parte importante y familiar de la economía humana. Generalmente, estos bienes o recursos son extraídos por los seres humanos directamente de la naturaleza. Por el otro lado, los servicios proporcionados por los ecosistemas son las funciones básicas que apoyan toda la vida de la Tierra y aportan beneficios indirectos a los seres humanos (NRC 2004).

Los humedales son ecosistemas altamente productivos, que proveen de variados e importantes beneficios a la sociedad. De acuerdo al estudio de Costanza y colaboradores (1997), el valor monetario estimado como una primera aproximación de nuestros ecosistemas naturales, es de 33 billones de dólares. En el estudio se estimó que el valor global de los ecosistemas de humedales asciende a la cifra sorprendente de 14,9 billones de dólares, equivalente a 45% del total. Los autores consideran también que representa una estimación mínima. Un valor monetario asignado a las funciones de los humedales es un argumento de peso para convencer a los que toman las de decisiones de que los humedales deberían ser conservados y utilizados de forma racional. Las numerosas funciones de los humedales (Figura 4) pueden ser descritas de la siguiente forma:

Sus funciones

- Recarga de acuíferos
- Control de inundaciones reteniendo el exceso de agua
- Depuración de aguas, eliminando eficazmente altas concentraciones de nitrógeno y fósforo, contaminantes como compuestos orgánicos, metales pesados y hasta metabolitos de explosivos
- Protección de la línea costera, control de la erosión y protección contra tormentas
- Son sumidero de carbono, y por ende su destrucción liberaría gas de efecto invernadero.
- Retención y remoción de tóxicos

El uso del humedal o sus productos

- Agua, maderas, frutos, fibras vegetales, peces, crustáceos, aves acuáticas, resinas, y pastos para el ganado, fibra para papel
- Sitios para la colecta de especies o de investigación

Atributos del humedal

- Presencia de especies raras, hábitat, comunidades, ecosistemas, paisajes y procesos en diferentes tipos de humedales
- Componentes estéticos, de paisajes, religiosos y culturales
- Fuente de inspiración, arte, literatura, música y folclore
- Recreación y turismo

Fuera del humedal

- Productos que son generados por el humedal y que posteriormente migran por procesos naturales hacia otros sitios como la arena, materia orgánica o inorgánica, nutrientes disueltos transportados por la corriente, etc.

**CÓMO DESARROLLAR UN ACUERDO
PARA EL PAGO DE UN SERVICIO AMBIENTAL (PSA)**

Hoy en día, una alternativa importante en la conservación es la valoración de los servicios ambientales y su reconocimiento por la sociedad. Derivado de ello han surgido los instrumentos del pago por servicios ambientales. En México los primeros y más conocidos han sido los pagos realizados por CONAFOR para mantener los bosques en las zonas de captación de las cuencas. Sin embargo hay otras muchas posibilidades, y no siempre los mecanismos o pasos a seguir son claros. A continuación presentamos un resumen obtenido del documento: Un Manual Introductorio para Evaluar y Desarrollar Pagos por Servicios Ambientales (www.katoombagroup.org)

La característica clave de los acuerdos de pagos de servicios ambientales es el enfoque para mantener en el tiempo un servicio ambiental específico, como el agua limpia, el hábitat de la biodiversidad o el secuestro de carbono, a cambio de algo de valor económico. A fin de asegurar que en efecto, se mantenga el servicio ambiental, que es lo que esperan los compradores a cambio de su dinero, las transacciones requieren la verificación regular y transparente de las acciones de los vendedores así como el impacto que tienen en los recursos.

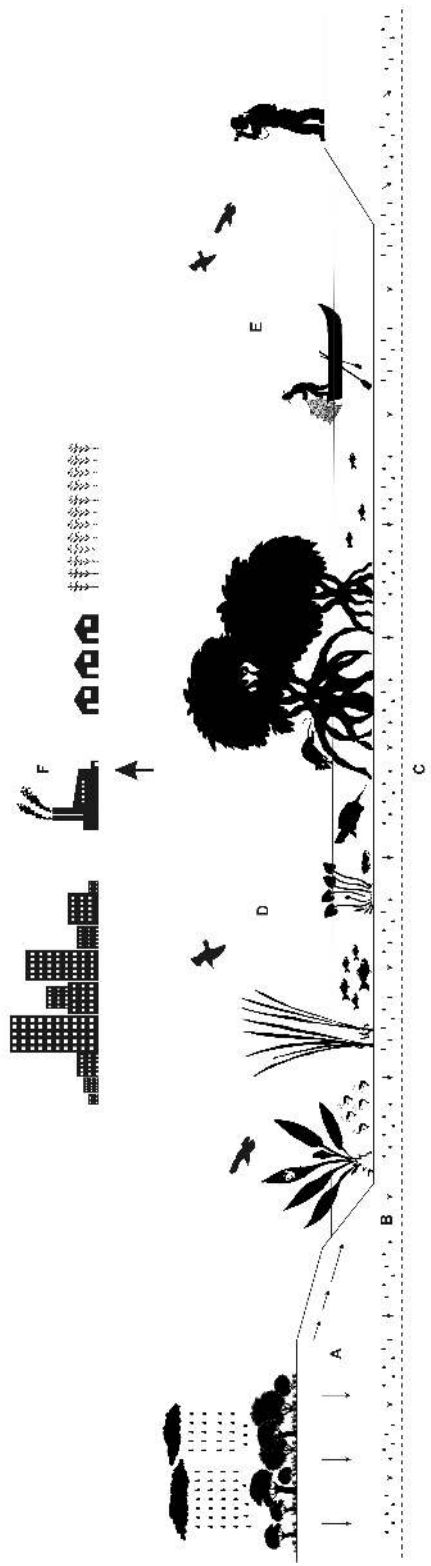


Figura 4. Esquematación de algunos servicios ambientales prestados por un humedal. A) Captación y retención de escorrentías pluviales. B) Infiltración y depuración del agua que recibe. C) Mantenimiento de manto freático. D) Hábitat de biodiversidad. E) Generación de empleos (pesca por poner un ejemplo), y recreación (desarrollo de actividades ecoturísticas).

Paso 1: Identificando servicios ambientales investigando compradores potenciales

Definir, medir y evaluar los servicios ambientales presentados en un área en particular.

El primer paso es identificar qué servicio ambiental existe, así como los derechos y/o propiedad del mismo y quién se beneficia de estos servicios ambientales y/o está experimentando problemas debido a la reducción de la disponibilidad de estos servicios. La idea es llegar a identificar qué servicio ambiental está a la venta, quiénes pueden ser los compradores potenciales, y de qué manera se puede restaurar y mantener el servicio. Los principales servicios ambientales que se han vendido a la fecha incluyen: captura y secuestro de carbono, conservación de especies, conservación de manglares, protección de cuencas hidrológicas (incluyendo protección de suelos), servicios hidrológicos y conservación de la biodiversidad. Particularmente en México los servicios que más se venden son los servicios hidrológicos, captura de carbono, conservación de la biodiversidad y sistemas agroforestales con cultivos bajo sombra.

Determinar el valor de comercialización

El precio de un servicio ambiental es el que un comprador está dispuesto a pagar. Esta disposición a pagar puede ser regulada en mercados de servicios ambientales formales, o negociado en acuerdos de pago voluntarios. Las negociaciones pueden incluir una variedad de razones para establecer el precio, como por ejemplo:

- Hacer la valoración económica o cuantificar los beneficios económicos directos e indirecto de los servicios desde un punto de vista social
- Designar un valor financiero que es una combinación de los actuales beneficios financieros privados de un actor específico que pueden ser estimados con base en los costos de reemplazar un servicio ambiental si este fuera dañado o no estuviera disponible
- Los costos de los propietarios de la tierra de tener que hacer cambios en el manejo de un recurso, como por ejemplo el costo de plantar árboles
- Los costos relativos de las alternativas como por ejemplo el costo de construir una planta de tratamiento de agua *versus* invertir en el servicio natural de filtración que provee un ecosistema determinado,

- El precio de transacción o de mercado que es, en parte, una reflexión de los riesgos percibidos y de la incertidumbre, así como del poder de negociación o de la existencia de co-beneficios.
- El precio asignado a transacciones/acuerdos similares.

Los compradores tenderán a buscar a los vendedores del servicio al menor costo. En el caso de los mercados ambientales voluntarios o inclusive de los pagos por servicios ambientales, generalmente existe un énfasis en las características de los créditos (por ejemplo, el grado en el que se beneficia una comunidad o si OSC´s creíbles entran en el acuerdo). En estos casos, a pesar de que el costo es importante, es secundario a la calidad del producto o inclusive a la “historia” asociada al acuerdo PSA.

En la mayoría de los tratos actuales y de los mercados de servicios ambientales, la oferta potencial aventaja, por mucho, la demanda del mercado, sugiriendo que los precios típicamente serán bastante bajos. Los estudios de valuación pueden ayudar a generar demanda por un servicio, pero en ningún caso los estudios de valuación deben confundirse con el precio actual de un servicio ambiental.

Nombre / Organización	Descripción	Sitio Web
Sitio Web de Valuación de Ecosistemas	Sitio web que define y explica algunos conceptos importantes relacionados al acercamiento de los economistas a la valuación de los ecosistemas.	http://www.ecosystemvaluation.org/1-02.htm
The National Academies Press	Libro titulado Servicios ambientales: hacia una mejor toma de decisiones ambientales. (2004)	http://www.nap.edu/openbook.php?isbn=030909318X
Herramientas para cambiar el mundo	Serie de Bienes y Servicios Ambientales: introducción a la valuación	http://www.worldchanging.com/archives/006048.html
World Resource Institute	Valuación económica de los bienes y servicios de los arrecifes de coral en el Caribe	http://www.wri.org/biodiv/projet_description2.cfm?pid=222
Timoth Dalton y Kelly Cobourn	Valuación de los servicios ambientales y servicios hidrológicos: una revisión literaria anotada	http://gisweb.ciat.cgiar.org/wcp/download/ecosystem_valuation.pdf

Cuadro 2. Obtenido de: “Un Manual Introductorio para Evaluar y Desarrollar Pagos por Servicios Ambientales” (www.katoombagroup.org).

SERVICIO AMBIENTAL: MEJORAMIENTO DE LA CALIDAD DEL AGUA

Ma. Elizabeth Hernández Alarcón

La combinación de suelo, agua y plantas crean un ambiente único en donde se llevan a cabo varios procesos de transformación de nutrientes y contaminantes que pudieran estar presentes en el agua, de tal manera que los humedales actúan como filtros de purificación de agua. Dicho servicio ambiental evita que el exceso de nutrientes (nitrógeno y fósforo) lleguen a las aguas costeras, mitigando los problemas de hipoxia.

Métodos de valoración directa

1. Medición de la concentración de nitrógeno y fósforo en la entrada y salida de agua del humedal.
2. Medición del volumen de agua que entra y sale del humedal

Datos útiles cuantificados en diversos ecosistemas y bases de datos para la valoración indirecta:

Estudios sobre la remoción de nutrientes en humedales templados han revelado que el máximo potencial de remoción de nitrógeno oscila entre 1000 a 3000 kg N·ha⁻¹·año⁻¹ y para fósforo entre 60 a 100 kg·P ha⁻¹·año⁻¹

Sitios de consulta para métodos

<http://www.bae.ncsu.edu/programs/extension/evans/ag473-7.html>

http://www.ramsar.org/features/features_econ_val1.htm

<http://swamp.ag.ohio-state.edu/>

Referencias útiles

- Groffman, P. y M Crawford. 2003. Denitrification potential in urban riparian zones. *J. Environ. Qual.* 32: 1144–1149.
- Hoffmann, C. y A. Baattrup-Pedersen. 2006. Re-establishing freshwater wetlands in Denmark. *Ecological Engineering* 20 (2): 157-166
- Mitsch, W., J. Day, W. Gilliam, Groffman, P., D. Hey, G. Randall y N.Wang. 2001. Reducing nitrogen loading to the Gulf of Mexico from the Mississippi River Basin: Strategies to counter a persistent ecological problem. *Bioscience*, 51: 373–388.
- Mitsch, W., J. Day, L. Zhang y R. Lane. 2005. Nitrate-nitrogen retention by wetlands in the Mississippi River Basin. *Ecological Engineering* 24: 267-278.

- Verhoeven, J.T.A., Arheimer, B. Yin, C. and Hefting, M.M. 2006. Regional and global concerns over wetlands and water quality. *TRENDS in Ecology and Evolution* 21 (2):96-103.

Servicio ambiental: secuestro de carbono de la vegetación

Para enfrentar las principales causas del cambio climático, los vendedores pueden ofrecer la provisión de servicios que ayuden a reducir o secuestrar carbono a cambio de un pago. La forma en que puede ofrecerse este servicio es a través de diversas acciones como por ejemplo las siguientes: 1) Previniendo la deforestación, 2) Reforestando, particularmente en regiones tropicales, 3) Reduciendo el metano de las granjas, como por ejemplo mediante prácticas de manejo de excretas o cambiando el tipo de alimento que se les da a los animales, 4) Implementando la labranza de conservación en la agricultura para minimizar la emisión de carbono del suelo, 5) Incrementando la superficie de humedales a través de la creación, de la restauración de los degradados y de la conservación de los existentes, etc.

Métodos de valoración directa

Cuantificar el secuestro y almacenamiento del carbono mediante actividades de uso de suelo, cambio de uso del suelo y silvicultura (USCUSF) en el tiempo, requiere inventarios y modelos de carbono. El método principal para desarrollar estos modelos es la transmisión remota, combinado con mediciones *in situ*. Después de un sondeo inicial y de un ejercicio de verificación en campo las mediciones futuras de almacenamiento de carbono pueden basarse más en información generada de información remota en lugar de la recolección de información de campo. Actualmente existe una creciente cantidad de información disponible y experiencia en la medición del secuestro de carbono que se indica en la sección de sitios de referencia.

Datos útiles cuantificados en diversos ecosistemas

y bases de datos para la valoración indirecta:

En los trópicos se estima que el secuestro de carbono de plantaciones (especies de rápido crecimiento), es de 100 – 200 tCO₂·ha⁻¹ y en 10 a 20 años pueden acumular 10 tCO₂·ha⁻¹·año⁻¹, en el caso de la silvicultura es de 90-150 tCO₂·ha⁻¹ y en 5 a 20 años pueden acumular 4.5 – 30 tCO₂·ha⁻¹·año⁻¹, para el caso de la conservación de selvas tropicales es de 300-600 tCO₂·ha (web: katoombagroup, 2009).

Sitios de consulta

Environmental Valuation

<http://www.evri.ca>

Envalue New South Wales Environment Protection Authority

<http://www.epa.nsw.gov.au/envalue>

Ecosystem Services Database

<http://esd.uvm.edu>

Winrock International

<http://www.winrock.org>

Environmental Resources Trust

<http://www.ert.net/ecolands>

Treeness Consult

<http://www.treenessconsult.com/index.htm>

Edinburgh Centre for Carbon Management

<http://www.eccm.uk.com>

New Forests Pty Limited

<http://www.newforests.com.au>

Sitios de referencia para métodos:

El “Manual de Operaciones” del BioCarbon Fund cubre cuestiones como la permanencia, formatos para la preparación de proyectos de aforestación/reforestación y beneficios sociales y ambientales.

www.unep.org/pdf/PaymentsForEcosystemServices_en.pdf

La “Guía para la formulación de proyectos de aforestación/reforestación bajo el Mecanismo de Desarrollo Limpio” (MDL) de la ITTO

<http://carbonfinance.org/>

El Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza “Manual para la comercialización de proyectos forestales MDL” (Manual técnico no.65), que presenta los pasos para desarrollar proyectos forestales de carbono.

<http://www.proyectoforma.com/Documentos/GuidebooktoMarketsandCommercializationofCDMforestryProjects.pdf>

MacDicken, K.G. 1997. Guía para monitorear la captura de carbono en proyectos forestales y agroforestales, Winrock International.

www.unep.org/pdf/PaymentsForEcosystemServices_en.pdf

SERVICIO AMBIENTAL: SECUESTRO DE CARBONO EN LOS SUELOS INUNDADOS

Ma. Elizabeth Hernández Alarcón

Los suelos de los humedales tienen la capacidad de secuestrar carbono porque la descomposición de materia orgánica es lenta debido a las condiciones de inundación que prevalecen en ellos. El agua desplaza al oxígeno del suelo creando condiciones anóxicas y anaerobias, bajo las cuales la respiración microbiana es lenta y por consecuencia se va acumulando carbono orgánico en el suelo. Se puede ofrecer la provisión del servicio que ayuda a reducir CO₂ de la atmósfera al secuestrar o inmovilizar carbono, a cambio de un pago.

Métodos de valoración directa

1. Medición del contenido de carbono orgánico en perfiles de suelo (g · Kg⁻¹)
2. Medición de la densidad aparente en perfiles de suelo (kg · m⁻³)
3. Medición de la velocidad de acreción (incremento en el nivel) de suelo en los humedales (m · año⁻¹)

Datos útiles cuantificados en diversos ecosistemas y bases de datos para la valoración indirecta:

Se ha llegado a estimar que los humedales de agua dulce en Ohio, Estados Unidos, secuestran 1.42 Mg C · ha⁻¹ · año⁻¹, mientras que los humedales de agua dulce en Costa Rica, secuestran 2.57 Mg C · ha⁻¹ · año⁻¹ (Bernal y Mitsch 2008).

Referencias útiles para métodos:

- Moreno, E., A. Guerrero, M. Gutiérrez, C. Ortiz y D. Palma. 2002. Los manglares de Tabasco, una reserva natural de carbono. *Maderas y Bosques*, número especial, 115-128.
- Craft, C. y P. William. 2000. Sediment and nutrient accumulation in floodplain and depressional freshwater wetlands of Georgia, USA. *Wetlands* 20 (2): 323-332.
- Graham, S., C. Craft, P. McCornick y A. Aldou. 2005. Forms and accumulation of soil P in natural and recently restored peatlands-upper Klamath Lake, Oregon, USA. *Wetlands* 25 (3): 594-606.

Referencias útiles para cálculos indirectos:

- Bernal, B. y W. Mitsch. 2008. A comparison of soil carbon pools and profiles in wetlands in Costa Rica and Ohio. *Ecological Engineerig*, 34: 311-323.
- Chmura, G., S. Anisfeld, D. Cahoon y J. Lynch. 2003. Global carbon sequestration in tidal, saline wetland soils. *Global Biogeochemical Cycles* 17(4): 1111, doi:10.1029/2002GB001917.

Sitios de consulta

Wilma H. Schiermeier Olentangy River Wetland Research Park
<http://swamp.osu.edu/>

Identificación de compradores potenciales que se benefician del servicio

Se debe identificar el tipo de comprador potencial más prometedor y esto debe estar basado en el nivel de actividades y compromiso de los actores sociales detectados previamente en un área en particular. Los compradores de servicios ambientales pueden ser: una sola compañía, un grupo de compañías (como operadores eco turísticos), o un participante dentro de un sistema de límite e intercambio, formado cuando un sistema regulado requiere compras de cierta cantidad de servicios para compensar los daños.

Cuadro 3. Obtenido de Katoomba Group (2007). Cada posible comprador de servicios ambientales tiene una serie de motivaciones propias y distintas para entablar acuerdos de PSA como se muestra en la tabla.

Comprador	Motivación
Compañía privada	<p> Mercados regulados</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Cumplir con las regulaciones (por ejemplo, relacionadas a los gases de efecto invernadero/mercados de carbono) <p> Mercados voluntarios</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Reducir los costos de operación y mantenimiento al invertir en servicios ambientales ▪ Cubrir riesgos (por ejemplo, relacionados a la oferta de insumos clave de recursos naturales, potenciales regulaciones futuras, etc.) ▪ Incrementar la confianza de los inversionistas al enfrentar proactivamente cuestiones ambientales ▪ Realzar la marca y mejorar la imagen pública ▪ Mantener la licencia para operar al invertir en buenas relaciones con la comunidad, organizaciones no gubernamentales y reguladores
Intermediario privado	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Simplificar la cadena de oferta para los compradores. ▪ Obtener ganancias
Gobierno	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Implementar la política internacional (por ejemplo, la Convención Marco de Naciones Unidas sobre Cambio Climático) ▪ Adherirse a regulaciones nacionales para proteger el ambiente ▪ Invertir en la oferta a largo plazo de los recursos naturales ▪ Responder a la presión pública ▪ Prevenir catástrofes ambientales (por ejemplo, inundaciones debido a la degradación) ▪ Reducir costos (por ejemplo, invertir en sistemas de filtración natural en lugar de construir una planta de tratamiento de agua)
Agencia donante	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Actuar en una misión ambiental o de desarrollo ▪ Aumentar las fuentes de ingresos por conservación
ONG	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Actuar en una misión ambiental y/o de desarrollo (por ejemplo, las compras actuales de servicios de TNC a propietarios de tierras, los pagos pueden convertirse en otro mecanismo) ▪ Reducir la huella ecológica de la organización (por ejemplo, moverse hacia la neutralidad de carbono o un impacto neutral de la biodiversidad)
Individuos	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Actuar en preocupaciones ambientales y sociales (como comprar compensaciones para reducir las huellas de carbono o biodiversidad) ▪ Invertir en nuevas operaciones de negocios (bienes inmuebles, etc.)

En donde no existe regulación ni mecanismos oficiales, una variedad de otros beneficios empresariales puede motivar a las empresas a invertir voluntariamente en los servicios ambientales. En algunos casos, los servicios ambientales son cuestiones estratégicas que pueden afectar las operaciones centrales y/o el crecimiento futuro. Los casos relativos a la disponibilidad del agua y a la calidad de ésta, son buenos ejemplos de cómo los servicios ambientales pueden impactar las operaciones. Un comprador potencial puede preguntar: ¿De dónde vendrá en el futuro el agua que la compañía necesita para operar? ¿La fuente proporcionará niveles confiables de suministro? ¿La fuente proporcionará agua de alta calidad? En otros casos, la pérdida de servicios ambientales puede crear riesgos para las empresas. Para las empresas de servicio público la deforestación puede aumentar el lodo en el río, causando problemas operativos para las presas. Para muchos negocios las inversiones en servicios ambientales les ofrece herramientas de manejo concretas para enfrentar estas expectativas emergentes entre los actores clave.

Paso 2: Evaluando la capacidad institucional y técnica

Evaluar el contexto legal, político y la propiedad de la tierra

Antes de diseñar e implementar un esquema de PSA es importante entender el contexto en el que tendrá lugar. La legislación, prácticas e instituciones en un acuerdo potencial de PSA deben de apoyar, o al menos no obstruir, el desarrollo de estos esquemas de pago. En donde se carece de un marco legal y de políticas públicas, la ley de contratos se convierte en el marco dentro del cual se desarrolla el PSA. De cualquier forma, es crítico que las personas que están involucradas en desarrollar acuerdos de PSA se familiaricen en su totalidad con el contexto legal, político y de la propiedad de la tierra ya que tendrá una relación directa con el acuerdo de PSA.

Algunas cuestiones básicas que preguntan los compradores es si los vendedores de servicios ambientales tienen los derechos de propiedad legales de la tierra que será el centro del acuerdo de PSA. Querrán saber si existen otros usuarios de la tierra o personas que serán afectadas por el acuerdo de PSA en términos del acceso actual que tienen al recurso o de los patrones de uso del suelo.

Examinar las reglas existentes de acuerdos y mercados de PSA

Las “reglas” para los mercados de servicios ambientales varían dependiendo del servicio y del mercado regulatorio o voluntario en cuestión. Las reglas pueden referirse a las regulaciones de un mercado de límite e intercambio o a los lineamientos de pagos públicos. Alternativamente, las “reglas” pueden referirse a términos establecidos por compradores privados o a vendedores en transacciones específicas. En el siguiente cuadro se muestran los criterios técnicos de las reglas de operación 2008 del pago de servicios hidrológicos en México por la Comisión Nacional Forestal (www.conafor.gob.mx).

Hacer un sondeo de servicios de apoyo existentes y organizaciones relacionadas a PSA

Debido a la cantidad e información especializada requerida para un acuerdo de PSA casi inevitablemente, debe haber inversión. En la actualidad existen una variedad de

Cuadro 4. Criterios técnicos para el pago de servicios hidrológicos (Conafor, 2008)

Criterios técnicos	Puntos
1. Porcentaje de cobertura forestal arbórea	
Mayor a 70%	5
Entre 61 y 70%	3
Entre 50 y 60%	1
2. Ubicado dentro de un Área Natural Protegida	
Sí	5
No	3
3. El polígono propuesto se encuentra dentro de los límites de las sesenta Montañas prioritarias para la CONAFOR	
Sí	5
No	3
4. El polígono propuesto se ubica dentro de un acuífero sobreexplotado	
Sobreexplotación mayor al 100%	5
Sobreexplotación menor al 100%	3
5. El polígono propuesto se encuentra dentro de las zonas consideradas como de riesgo de deforestación de acuerdo al Índice de Riesgo de Deforestación	
Muy alto	5
Alto	3
Medio	1
6. El polígono propuesto está en una zona con alta escasez de agua superficial	
Zonas de disponibilidad 1 a 3	5

Zonas de disponibilidad 4.a a 6	3
Zonas de disponibilidad 7.a a 9	1
7. El predio se encuentre dentro de una de las zonas de interés prioritario para el sector de medioambiente y recursos naturales de la PROFEPA	
Sí	5
No	3
8. Los solicitantes presentan su expediente de solicitud en agrupación con otros propietarios o poseedores, cuyos terrenos son adyacentes y rebasan la superficie mínima de 20 ha en lo individual, permitiendo la compactación de superficies y la formación de corredores biológicos	
Sí	5
No	3
9. Los solicitantes presentan su solicitud acompañada de la evidencia documental que demuestra disposición de un usuario de los servicios ambientales a pagar por ellos	
Sí	5
No	3
10. El predio del solicitante se encuentra dentro de un Área Promisoria para los Servicios ambientales (APROMSA), según los mapas publicados en la página www.conafor.gob.mx	
Sí	5
No	3
11. Que el predio forestal esté contenido en una de las iniciativas de ordenamiento y manejo territorial registradas en el listado que la CONAEFOR	
Sí	5
No	3

instituciones establecidas por actores públicos, privados u ONG's, para apoyar o reducir los costos de transacción y conectar a los compradores con los vendedores. Es probable que estos servicios añadan costos de transacción, pero sin ellos, quizá no haya acuerdo. En el mejor de los casos, estos grupos no sólo proporcionan la validación requerida por compradores que buscan calidad, sino que también mueve el proceso de tal manera que se paga por sí mismo. Por ejemplo, algunos grupos intermediarios con experiencia en organización comunitaria son responsables del manejo del proyecto a nivel local así como de la mediación entre los inversionistas y las comunidades locales.

Las áreas en las que las aptitudes serán esenciales, ya sea que provengan de la misma comunidad o del exterior son:

- *Conocimiento técnico y científico* para medir y documentar la existencia y estado actual de los servicios ambientales que los vendedores desean *proveer*,

- *Habilidades de negociación y experiencia legal y/o contractual* que asegure que el comprador y el vendedor acuerdan, con pleno conocimiento, todos los términos del contrato, y
- *Experiencia en la instrumentación, monitoreo y verificación* que puede necesitar asistencia técnica asociada con la implementación y la verificación independiente, dependiendo de las necesidades del comprador y a la complejidad de las tareas.

Al seleccionar instituciones de apoyo es esencial hacer una comparación de los costos de contratar a alguien con experiencia contra los riesgos de hacerlo por cuenta propia o sin el apoyo adecuado. Es también conveniente revisar las referencias y antecedentes de la organización con quien probablemente se establezca una alianza.

Es importante tener en mente la variedad de acuerdos disponibles que ofrecen una participación a los socios en el éxito del proyecto. A final de cuentas, todas las responsabilidades legales y técnicas recaerán en la comunidad o el vendedor del servicio ambiental. Por lo tanto, resulta fundamental que cualquier institución de apoyo con la que se involucren los vendedores y las comunidades transfieran el conocimiento y la experiencia requerida a miembros de las comunidades. Así, el PSA puede ser una oportunidad para construir capacidades de gestión a nivel local.

Paso 3: Estructurando los acuerdos

Diseñar planes de manejo y negocios para proveer el servicio ambiental que sustenta el acuerdo de PSA

Debido a que los acuerdos de PSA pueden durar décadas, los planes de negocio y manejo deben de incluir provisiones sobre cómo transferir el manejo en el tiempo y adaptar el proyectos a los resultados del monitoreo y de la verificación periódica.

Es muy importante para los vendedores potenciales, que se expresen con claridad las implicaciones del fracaso del cumplimiento de los términos del acuerdo, ya sea debido a su propia inacción o a eventos imprevistos fuera de su control. Todas las respuestas a los riesgos potenciales deben de ser claras y ser discutidas con los compradores.

Los acuerdos de PSA deben de mostrar claramente:

- Quién es el responsable de qué acciones.
- Qué resultados se esperan de los servicios ambientales.

- Cómo se demostrarán los resultados y quién será el responsable de monitorearlos, evaluarlos, verificarlos y certificarlos.
- Quién recibirá qué cantidad de dinero y en qué periodo de tiempo específico.

Reducir los costos de transacción

Los costos de transacción incluyen la totalidad del tiempo y el dinero gastado en el desarrollo de un acuerdo de PSA. De estos dos componentes, el tiempo es el que más se pasa por alto (a menos que, como los mismos servicios ambientales, alguien los esté facturando). Estos costos incluyen el tiempo que se requiere para evaluar los servicios ambientales que serán el centro de un acuerdo de PSA, compararlos con otros acuerdos, hacer un sondeo de los posibles compradores, negociar un acuerdo y después implementarlo y monitorearlo.

En un extremo, y en casos donde las comunidades y los propietarios de la tierra tienen poca experiencia organizacional previa, el comienzo del proyecto y los costos de transacción pueden absorber una porción significativa de los ingresos que los vendedores esperan recibir. Es por esta situación que es fundamental estimar y revisar los costos de transacción a lo largo del proceso, una actividad costosa *per se* y que se dificulta por el hecho de que todos los costos variarán no sólo de proyecto a proyecto, sino también a través del ciclo de vida de muchos proyectos individuales. Si los costos son muy altos, los desarrolladores del acuerdo de PSA deben de explorar vías para cubrir dichos costos, o inclusive ajustar o parar el proceso para enfrentar los gastos.

Algunos donantes internacionales así como otras redes e instituciones, como RISAS en América Latina y RUPES en Asia, han ayudado a proporcionar capacidades para las instituciones que desean aprender más acerca del PSA. El Grupo Katoomba funciona como una red de redes que opera en el desarrollo de capacidades de PSA en la región, mientras recolecta y analiza información sobre actividades de PSA y sintetiza lecciones y conocimientos (Para más información de múltiples organizaciones, consulta www.katoombagroup.org).

Selección del tipo de pago y de contrato

Los pagos pueden ser pagos financieros directos, soporte financiero para metas comunitarias específicas, como la construcción de una escuela o clínica, pagos en especie, reconocimiento de derechos, como el aumento de los derechos de la tierra y aumento de la participación en los procesos de toma de decisiones, etc.

Es crítico que los acuerdos sean realistas, ya que no sirven de nada si no pueden cumplirse. La falta de transparencia y desconfianza puede destruir inclusive el proyecto más bien intencionado. Se puede escoger el tipo de contrato al formalizar el tipo de acuerdo, incluyendo:

- Memorándum de Entendimiento (MdE)
- Contratos legales
- Derecho consuetudinario
- Acuerdos informales
- Arreglos *quid-pro-quo*

Paso 4: Implementando acuerdos PSA

Finalizar el plan de manejo de PSA y verificar la entrega del servicio de PSA y sus beneficios

Después de que se ha realizado un acuerdo, es tiempo de implementar el trato PSA. Como verificación última podemos retomar los puntos importantes para estar seguros de que el acuerdo se llevará a cabo, como son:

- Contratar personas preparadas y dispuestas a llevar a cabo roles y responsabilidades particulares
- Preparar sistemas de manejo de cuentas y sistemas de monitoreo para el proyecto,
- Abrir cuentas para manejar los fondos
- Educar a los miembros de la comunidad en las actividades permitidas en la tierra
- Incluir representación propiedad de los miembros de la comunidad, incluyendo mujeres y personas de bajos ingresos, con roles claros

La verificación (y en algunos casos la certificación) de los servicios ambientales puede ocurrir en las fases de diseño y contrato. Es posible que el contrato también especifique re-verificaciones periódicas de la provisión del servicio mientras el proyecto progresa, dando así certidumbre al comprador de que el servicio se está obteniendo. Los vendedores nunca deben de olvidar que, no importa cuánto trabajo se va al proyecto, el pago sólo viene cuando se entregan resultados verificables. Previo a la inspección, el comprador, el vendedor y el verificador, deben de discutir y acordar una metodología de implementación.

Monitorear y evaluar el acuerdo

El proyecto de PSA debe ser monitoreado consistentemente y evaluado por la entrega del servicio y la distribución adecuada de los beneficios de acuerdo con los parámetros establecidos en el acuerdo. La verificación de un tercero (y en algunos casos la certificación), depende de las preferencias de los compradores. También puede requerir que el proyecto esté cumpliendo sus objetivos. La atención ahora se enfoca a monitorear el progreso, reportar resultados y hacer cambios si es que los resultados deseados no se están cumpliendo (establecer un esquema de manejo adaptativo). Al planear desde un inicio adaptar los resultados del monitoreo y la verificación periódica, ayudarás a asegurar un acuerdo exitoso puede continuar a lo largo de la duración del proyecto.

La implementación de un plan de monitoreo y evaluación acertado, indicará si el acuerdo de PSA está cumpliendo sus objetivos o no. También proporcionará información sobre cómo los vendedores pueden mejorar su gestión. Adicionalmente, el plan debe de ser evaluado y modificado con el paso del tiempo conforme el progreso del proyecto, idealmente con la retroalimentación de todos los actores claves a lo largo del proceso.

Las áreas principales para el monitoreo que deben de ser consideradas durante la fase de planeación incluyen:

- *Selección de indicadores medibles, confiables*, los cuales deben de ser relevantes para el proyecto.
- *Selección de sitios de monitoreo permanentes* que reflejen la variabilidad dentro del área del proyecto; al igual que las buenas repeticiones, tienen que estar lo suficientemente dispersos. De ser posible, es recomendable escoger un sitio de control para el monitoreo, que ayude a medir el impacto del proyecto de PSA para demostrar, generalmente la adicionalidad del proyecto.

A pesar de que hay pocas organizaciones de implementación que estén dispuestas a financiar el monitoreo de un grupo de control, los organismos de investigación o las agencias públicas con mandatos de supervisión, pueden ser buenos socios para esta actividad.

RESTAURACIÓN Y SERVICIOS AMBIENTALES

Aún cuando la restauración ecológica y los servicios ambientales han tenido su desarrollo independiente, cada día más proyectos de restauración tienen como meta la recuperación de uno o más servicios ambientales como: plantaciones para captura de carbono, creación y restauración de humedales para el tratamiento de aguas, etc., y cada vez más proyectos de provisión de pago de servicios ambientales, requieren de restaurar la provisión del servicio o incrementarlo con la restauración.

La ventaja de tener como meta el restaurar un servicio ambiental es que ésta es viable a largo plazo, debido a que es más financiables y tiene más soporte socioeconómico. Sin embargo, tenemos que ser conscientes de que la recuperación de una o más funciones de un ecosistema no necesariamente requiere de la restauración de la estructura y diversidad del mismo.



Figura 5. Esquema que muestra las diferentes escalas espaciales y niveles de organización ecológicos. La restauración puede tener metas en diferentes niveles y establecerse a diferentes escalas; una meta de la restauración más amplia puede ser la de algún o varios servicios ambientales.

La apremiante situación de la degradación ambiental, nos obliga a actuar rápido e invertir en proyectos de restauración y /o pago de servicios ambientales. Sin embargo, debe priorizarse la conservación de los ecosistemas que aún persisten. Sin ellos, la restauración y los servicios ambientales no tienen ningún sentido.

Literatura recomendada y sitios de interés en la red

- Barbier, E., M. Acreman y D. Knowler. 1997 *Valoración Económica de los Humedales. Guía para Decisores y Planificadores*. Oficina de la Convención de Ramsar, Glandt, Suiza.
- Ceccon, E. 2003. Los bosques ribereños, la restauración y conservación de las cuencas hidrográficas. *Ciencias* 72: 46-53.
- Costanza, R., S.C. Farber y J. Maxwell. 1989. Valuation and management of wetland ecosystems. *Ecological Economics* 1: 335-361.
- Costanza, R., R. d'Arge, R. de Groot, S. Farber, M. Grasso, B. Hannon, S. Naeem, K. Limburg, J. Paruelo, R.V. O'Neill, R. Raskin, P. Sutton, M. ven den Belt. 1997. The value of the world's ecosystem services and natural capital. *Nature* 387: 253-26.
- Daily, G.C. 1997. *Nature's Services. Societal Dependence on Natural Ecosystems*. Island Press. Nueva York.
- Flores-Verdugo, F., P. Moreno-Casasola, C. Agraz-Hernández, H. López-Rosas, D. Benítez-Pardo y A.C. Travieso-Bello. 2007. La topografía y el hidroperíodo: dos factores que condicionan la restauración de los humedales costeros. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 80: 33-47.
- Food and Agricultural Organization. 2005. *Habitat Rehabilitation for Inland Fisheries: Global Review of Effectiveness and Guidance for Rehabilitation of Freshwater Ecosystems*.
- Katoomba Group. 2007. Un Manual Introductorio para Evaluar y Desarrollar Pagos por Servicios Ambientales (www.katoombagroup.org).
- Lewis, R., y B. Streever. 2000. Restoration of mangrove habitat. *Wrp Technical Notes Collection (Erdc Tn-Wrp-Vn-Rs-3.2)*, U.S. Army Engineer Research & Development Center, Vicksburg, Ms. [Www.Wes.Army.Mil/El/Wrp](http://www.Wes.Army.Mil/El/Wrp)
- Lindig-Cisneros, R. y J.B. Zedler. 2005. La restauración de humedales. O. Sánchez, E. Peters, R. Márquez-Huitzil, E. Vega, G. Portales, M. Valdez y D. Azuara (eds.). *Temas sobre Restauración Ecológica*. SEMARNAT- INE- U.S. Fish and Wildlife Service, México D.F.
- Moreno-Casasola, P., M.L. Martínez y G. Castillo-Campos. 2008. Designing

ecosystems in degraded tropical coastal dunes. *Ecoscience* 15: 44-52.

Muñiz, C. 2004. Restauración en arrecifes de coral. *Ciencias* 76: 42-45.

Nygaard, B. 2004. *Community Assembly in Restored Wetlands*. Tesis Doctoral. National Environmental Research Institute. Ministry of the Environment. Dinamarca.

The Index of Wetland Condition Review of Wetland Assessment Methods. 2006. Australia.

The Interagency Workgroup on Wetland Restoration: National Oceanic and Atmospheric Administration. 2003. *An Introduction and User's Guide to Wetland Restoration, Creation and Enhancement*. Environmental Protection Agency, Army Corps of Engineers, Fish and Wildlife Service, and Natural Resources Conservation Service.

Sitios web

Gobierno

Convención de Ramsar. Sitios Ramsar

<http://www.ramsar.org/>

Instituto Nacional de Ecología. Publicaciones del INE

<http://www.ine.gob.mx/publicaciones/>

Portal sobre cambio climático en México

http://cambio_climatico.ine.gob.mx/

Secretaría de Medio Ambiente del D.F.: Proyecto de Restauración Ecológica del Volcán Ocopixco

<http://www.sma.df.gob.mx/sma/modules.php?name=News&file=article&sid=342>

México Forestal-CONAFOR

<http://www.mexicoforestal.gob.mx/>

Brazil: State of Parana's Riparian Forest Programme. The State of Parana in Brazil has developed an environmental restoration programme in order to plant 90 million seedlings of forest native species.

<http://www3.pr.gov.br/mataciliar/index.php>

Environmental Restoration. National Water Program. A partnership of USDA CSREES and Land Grant Colleges and Universities

<http://www.usawaterquality.org/themes/restoration/default.html>

Environmental Restoration Program. Brookhaven National Laboratory is operated by Brookhaven Science Associates under contract for the U.S. Department of Energy

<http://www.bnl.gov/erd/default.asp>

Environmental Restoration Projects. Strategic Environmental Research and Development Program (SERDP) is the Department of Defense's (DoD) - Department of Energy and the Environmental Protection Agency

<http://www.serdp.org/Research/er-chlorinated-solvents.cfm>

Environmental Restoration Program (ERP). Ernest Orlando Lawrence Berkeley National Laboratory (Berkeley Lab). United States Department of Energy (DOE). Managed by the University of California

<http://www.lbl.gov/ehs/erp/index.shtml>

Programa de Restauração de Mata Ciliar. Secretaria Estadual do Meio Ambiente

<http://www.sema.rs.gov.br/sema/html/mataciliar.htm>

Programa de Restauración y Compensación Ambiental-CONABIO

<http://www.conabio.gob.mx/institucion/restauracion/doctos/restauracion.html>

Instituto Nacional de Ecología-Sección de Restauración

http://www.ine.gob.mx/dgoece/con_eco/conhc/webredine.html

Universidades e Instituciones educativas

Instituto de Ecología de la UNAM

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

Maestría y proyectos de Restauración Ambiental UNAM

<http://biolambiental.posgrado.unam.mx/lab1.html>

Center for restoration ecology

<http://www.cnr.uidaho.edu/cnr572/lesson01/IntroRestorationEcology.pd>

Restoration of Forest Landscapes for Biodiversity Conservation and Rural Development in the Drylands of Latin America (ReForLan)

<http://www.bournemouth.ac.uk/conservation/reforlan/index.html>

Restauración ecológica de las Marismas de la Algaída.

Departamento de Biología Vegetal y Ecología de la Universidad de Sevilla y Ministerio de Medio Ambiente

<http://www.alojamientos.us.es/bioeco/algaida/algaidanet/inicio.html>

Stream Restoration, Ecology, & Aquatic Management Solutions (STREAMS)

<http://www.streams.osu.edu>

Ecological Restoration Institute. Northern Arizona University

<http://www.eri.nau.edu/cms>

University of Washington Restoration Ecology Network (UW-REN)

<http://www.depts.washington.edu/uwren>

Ecological Restoration, University of Wisconsin

<http://www.ecologicalrestoration.info>

Laboratório de Ecologia e Restauração Florestal

<http://www.lerf.esalq.usp.br>

Ecosystem Restoration Website

<http://www.ecorestoration.montana.edu/default.htm>

International River Restoration Survey - School of Geography at the University of Southampton

http://www.geog.soton.ac.uk/users/WheatonJ/RestorationSurvey_Cover.asp

Firestone Center for Restoration Ecology at Pitzer College Dominical, Costa Rica

http://www.pitzer.edu/offices/firestone_center/index.html

Asociaciones y Organizaciones

Agroforestería Ecológica

<http://www.agroforesteriaecologica.com>

Red Colombiana de restauración ecológica

<http://www.redcre.org>

Tierramerica

<http://www.tierramerica.info/index.php>

Restoration of Forest Landscapes for Biodiversity Conservation and Rural Development in the Drylands of Latin America

<http://reforlan.bournemouth.ac.uk/index.html>

Mangrove Restoration

<http://www.mangroverestoration.com/index.html>

PRORENA Proyecto de Reforestación con Especies Nativas

<http://research.yale.edu/prorena/>

Vivero con plantas endémicas de México

<http://www.viveroyautepec.com.mx/endemicas.htm>

Red latinoamericana de restauración ecológica

<http://www.redlan.org/>

Sociedad brasileña de recuperación de áreas degradadas

<http://www.sobrade.com.br/>

Forest Restoration Information Service FRIS: 33 Estudios de caso

http://www.unep-wcmc.org/forest/restoration/case_studies.htm

Global Restoration Network

<http://www.globalrestorationnetwork.org/>

Restore Americas Estuaries

<http://www.estuaries.org/>

Fundación Internacional para la Restauración de Ecosistemas, FIRE

<http://www.fundacionfire.org/>

Tress Foundation

<http://www.treesfoundation.org/index.shtml>

Salmonid Restoration Federation

<http://www.calsalmon.org/>

Restoring the Earth. A Vision of Hope for the 21st Century

<http://www.restore-earth.org/>

Wetland Restoration Specialist Group. Sub-site of Wetland International and Kevin L. Erwin Consulting Ecologist, Inc. (KLECE)

<http://www.wetlands.org/Aboutus/Specialistgroups/WetlandRestorationSpecialistGroup/tabid/1120/Default.aspx>

Large-Scale Ecosystem Restoration Initiatives

<http://www.nemw.org/restoration.htm>

Restauración de ecosistemas degradados – PRONATURA Noreste A. C.

http://www.pronaturane.org/restauracion_ecosistemas.php

SFERTF. South Florida Ecosystem Restoration Task Force

<http://www.sfrestore.org/>

Environmental Restoration International (ERI)

<http://www.environmentalrest.com/index.html>

Center for Urban Restoration Ecology

<http://www.i-cure.org/>

Earth Restoration Service (ERS)

<http://www.earthrestorationservice.org/>

Canadian Land Reclamation Association/Association Canadienne de Réhabilitation des Sites Dégradés (CLRA/ACRS)

<http://www.clra.ca/index.html>

International Corporate Wetlands Restoration Partnership (ICWRP)

<http://www.icwrp.org/>

Corporate Wetlands Restoration Partnership (CWRP)

<http://www.cwrp.org/index.html>

Restoration Actions to Combat Desertification in the Northern Mediterranean

<http://www.gva.es/ceam/reaction/>

Restoration of Degraded Ecosystems in Mediterranean Regions (REDMED)

<http://www.gva.es/ceam/redmed/>

Global Partnership on Forest Landscape Restoration

<http://www.unep-wcmc.org/forest/restoration/globalpartnership/>

Forest Restoration Information Service (FRIS)

<http://www.unep-wcmc.org/forest/restoration/homepage.htm>

Forest Landscape Restoration

<http://www.iucn.org>

The Socorro Dove Recovery Program and Restoration of the Revillagigedo Archipelago

<http://www.island-endemics.org>

Biodiversidad, Conservación y Restauración A.C.

<http://www.biocores.org.mx>

Society of Ecological Restoration

<http://www.ser.org>

Gulf of Mexico Foundation Restoration Projects

<http://www.gulfmex.org/restoration.htm>

Restauración Ecológica-Revista Ecosistemas

<http://www.aeet.org>

CIFOR project Review of rehabilitation projects - Lessons from the past

<http://www.cifor.cgiar.org/rehab>

New Zealand Ecological Restoration Network (NZERN)

<http://www.bush.org.nz>

Fuentes de financiamiento

Conabio-programa de restauración ambiental

<http://www.conabio.gob.mx/institucion/restauracion/doctos/restauracion.html>

Comisión Nacional Forestal

<http://www.conafor.gob.mx/>

Gulf of Mexico Foundation

<http://webportal.gulfmex.org/>

Fund for Wild Nature

<http://www.fundwildnature.org>

Rivers Foundation of the Americas

<http://riversfoundation.org/rfa/about/>

Otros

Proyecto de reforestación y conservación Sierras de Córdoba, Argentina

<http://www.reforestacion.com.ar/>

Fundación interesada en la restauración de especies nativas de peces

<http://www.nativefishsociety.org/>

Unión de Científicos Comprometidos con la Sociedad (UCCS)

<http://www.unionccs.net/>

The Cooperative Freshwater Ecology Unit (CFEU). As a partnership of Laurentian University, the Ontario Ministry of Natural Resources (OMNR), and the Ontario Ministry of the Environment (OMOE)

<http://www.coopunit.laurentian.ca>

Restauración de ecosistemas acuáticos continentales - RESTAURAGUA

<http://www.rediris.es>

International Affiliation of Land Reclamationists

<http://www.ces.ca.uky.edu/asmr/IALR.htm>

Restauración de humedales

<http://www.mangroverestoration.com>

Environmental restoration: healing damaged land

<http://www.managingwholes.com/--environmental-restoration.htm>

Global Restoration Network

<http://www.globalrestorationnetwork.org/>

Costa sustentable

<http://www.inecol.edu.mx/costasustentable/esp/presentacion.htm>

An Introduction to Wetland Restoration, Creation, and Enhancement EPA-Office of Water

<http://www.epa.gov/owow/wetlands/pdf/restdocfinal.pdf>

Society of Wetland Scientists Position Paper on the Definition of Wetland Restoration 2000

<http://www.sws.org/documents/positionpapers/restoration.pdf>

Reef Restoration Guidelines

<http://www.gefcoral.org/Publications/tabid/3260/Default.aspx>

Manual of River Restoration Techniques

http://www.therrc.co.uk/rrc_manual_pdf.php

Stream Corridor Restoration: Principles, Processes, and Practices

http://www.nrcs.usda.gov/technical/stream_restoration/

Foundation of Success

http://www.fosonline.org/Site_Page.cfm?PageID=5

LA SOCIEDAD Y LOS HUMEDALES

17

Selección y diseño de pasarelas o muelles

Lorena Elisa Sánchez Higuero
y José Luis Martínez Castillo

Los humedales que requieren de un monitoreo continuo, y/o aquellos que pueden recibir grupos de turistas, lugareños, estudiantes, investigadores, etc., deben contar en la medida de lo posible, con estructuras que permitan el tránsito de los diferentes grupos de visitantes al lugar sin causar perjuicio al humedal. Para ello se requiere de caminos elevados por donde se pueda transitar. Estas estructuras pueden ser de diferentes materiales, desde tabos plásticos o llantas entrelazadas (cuando el nivel del espejo de agua lo permite), hasta estructuras de maderas tipo muelle, especialmente diseñadas para las características del lugar y la función que tendrán. Las primeras son fácilmente empleadas en lugares abiertos y libres de vegetación, etc., su costo es menor, pero su duración también, y no soportan un paso constante de personas. Las segundas son diseñadas a modo de interferir lo mínimo con la vegetación y el flujo de agua y fauna. Entre los principales motivos para invertir en ellas, está el evitar un daño recurrente a la vegetación y/o fauna por pisoteo, así como facilitar el trabajo o brindar un mayor acceso de estos ecosistemas a los visitantes que, de otro modo, no se podrían internar más allá de la periferia del humedal.

Las pasarelas o muelles de madera pueden diseñarse y adecuarse básicamente a cualquier situación y presentan una gran ventaja en cuanto a resistencia a las condiciones ambientales.

MATERIALES

Los materiales en el caso de las pasarelas de madera deben contar con ciertas características:

Madera

La madera debe ser de pino de clase estructural #2 de acuerdo con las normas de Southern Pine Inspection Bureau, preservada con sales hidrosolubles de MCQ (sales de cobre) a una retención de 0.15 0.34 y 060 lb/cuft. Debe estar cepillada por las cuatro caras y seca después del tratamiento. El preservador hidrosoluble MCQ protege a la madera contra el ataque de polillas, termitas y hongos causantes de la pudrición, por un periodo mínimo de 40 años de vida. Es importante cerciorarse de que se encuentren acreditadas la calidad del preservador, el proceso empleado y de la retención que contiene el preservador.

En el cuadro 1 se enlistan algunas características de la clase estructural #2 conforme a las reglas de clasificación de Southern Pine Inspection Bureau.

Cuadro 1. Características comerciales de madera tratada.

Características	Límites permisibles
Orificios	¼" sin limitación, uno de 1" por pieza
Nudos	Se permiten hasta de 3"
Manchado	Sin limitación si intermedio
Resina	Sin limitación
Vetas de resina	Sin limitación
Bolsas de resina	Sin limitación
Rajaduras	¼ del largo si está bien ajustada
Grietas	A través ¼ del largo si cerrada
Gema (arista faltante)	¼ ancho x 2"

Los insumos metálicos empleados en la construcción de pasarelas tales como tornillos, rondanas, arandelas, etc., deben contar con algún tratamiento que garantice la vida útil de los mismos, dadas las condiciones ambientales a las que estarán sometidos (sol, inundación, salitre, etc.), y dependiendo del lugar de la construcción. Estas piezas metálicas pueden comprarse ya galvanizadas siempre y cuando el proveedor garantice el producto. En el caso de estar galvanizadas, se sugiere un espesor de galvanizado de 2 a 3 micras, a fin de evitar un daño rápido por las condiciones ambientales.

Si los tornillos son comprados sin tratamiento alguno, o en su defecto, se sospeche de un galvanizado no adecuado o por alguna razón las piezas metálicas tengan que ser arregladas (por ejemplo cuando la cuerda de los tornillos no es la adecuada y debe repararse), existe un tratamiento alternativo o complementario. Dependiendo de la pieza metálica que se trate, puede ser el metalizado en aleaciones de zinc y aluminio, o darle galvanizado extra. Este tipo de tratamiento es frecuentemente empleado sobre todo en las zonas costeras donde las partes metálicas de cualquier producto están expuestas a la acción del salitre.

Tomando en cuenta estas consideraciones, es necesario que se prevenga el comprar todo el material de un mismo tipo (madera o metal), en una sola tanda. También se debe tomar en cuenta el costo extra por el tratamiento con el que se compra o al que se someterá cada tipo de material.

SELECCIÓN Y DISEÑO DE PASARELAS

Los pasos que se deben de seguir para la construcción de pasarelas de madera tratada en humedales implica, como primer paso, la selección del tipo de pasarela que se requiere en base a los objetivos y uso que tendrá. En general pueden ser de dos tipos en función de la carga y número de personas que las usarán. Pueden ser para uso de ecoturismo (para mayor número de visitantes, por lo que requieren soportar mayor carga y contar con medidas de seguridad) y de trabajo (investigación y/o monitoreo). Las primeras pueden ser usadas para ambos propósitos, aunque ocupan mayor superficie y tienen un costo más alto.

Pasarela para visitantes

Las dimensiones que se pueden manejar para la elaboración de este tipo de pasarela son de 80 ó 120 cm de ancho, donde será necesario introducir 4 postes, como base de la construcción por cada 2.44 m de longitud. Estas dimensiones tienen que ver con las dimensiones comerciales de la madera, es decir, evitar en la medida de lo posible el corte de la madera. Este tipo de pasarela se puede elaborar *in situ* si las características e infraestructura del lugar lo permiten, o en su defecto, se pueden manufacturar de manera modular manteniendo un largo de 2.44 m de longitud, y ser ensambladas fuera del humedal, donde se pueda habilitar todo el material y posteriormente armar las estructuras modulares de 1.22 m x 2.44 m (Figura 1 y 2) en un lugar muy cercano.

Pasarela de trabajo

Son de dimensiones angostas y como su nombre lo indica, sirven para realizar trabajos de mantenimiento de los humedales, de monitoreo o de investigación. Su ancho fluctúa entre los 30 a 60 cm, lo cual permite el paso de una sola persona en una dirección. Se debe procurar que se elaboren con una sola hilera de postes clavados y sumergidos parcialmente dentro del suelo, colocados cada 2.44 m de longitud (la colocación de los postes a esta distancia obedece a que se aprovecha el largo de cada uno). Estas pasarelas no soportan el peso de muchas personas a la vez en una misma sección.

La operación de colocación deberá de realizarse de preferencia entre las épocas de finales de invierno y antes de la época de lluvias, cuando los niveles de agua son menores.

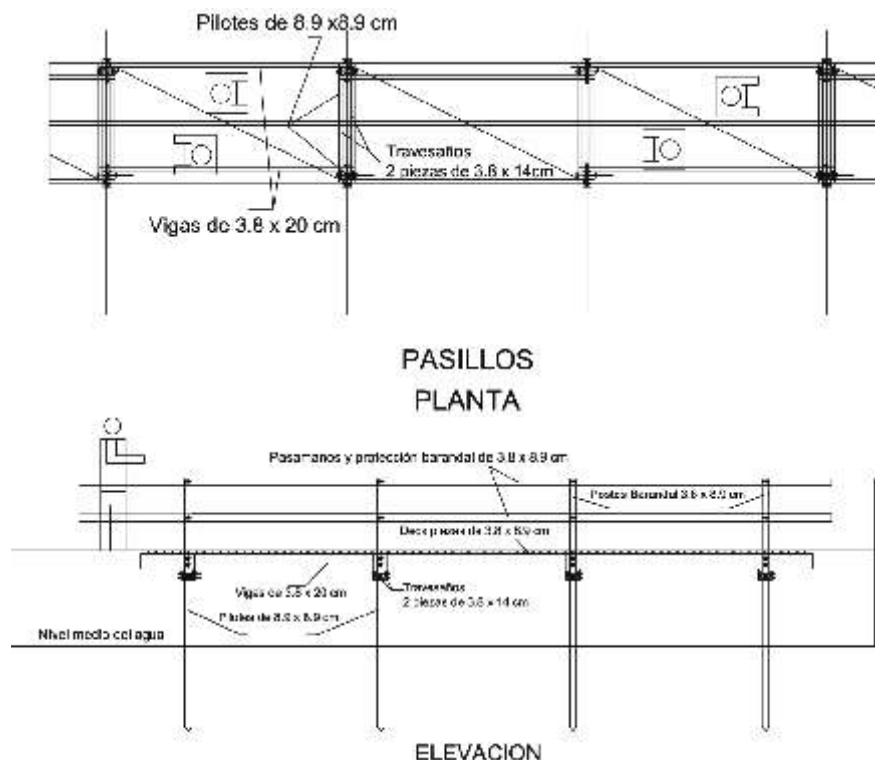


Figura 1. Vista planta y vista lateral de la pasarela para visitantes. Se aprecia en vista de planta la posición de los pilotes y de los travesaños para el armado. Nótese que se aprovechan las medidas comerciales de la madera a fin de evitar cortes en la misma. En la vista de elevación se aprecia que el nivel máximo de inundación se encuentra por debajo del nivel de las pasarelas. Para la altura de los barandales se aprovecha el tamaño de los postes y se colocan los pasamanos y protecciones a una altura adecuada para evitar la posible caída de los visitantes. El diseño original de esta pasarela es del Ing. Mario Ricalde y fue modificado por el Ing. José Luis Martínez.

Selección del sitio de construcción

Características del humedal. A fin de que la estructura siempre quede por encima del nivel máximo de inundación, es necesario realizar un levantamiento topográfico. Es necesario conocer el nivel más alto de inundación del humedal para asegurar que la pasarela quede por encima de dicho nivel, dando un margen para crecidas extraordinarias y enterramiento posterior de los polines. Es necesario obtener la línea de nivel a lo largo de todo el trazo que cubrirá la pasarela. Se considera el nivel máximo de inundación del lugar a una altura de 0.80 m por encima del suelo. En caso de que la pasarela se vaya a colocar en el manglar, es necesario tomar en cuenta la altura de las

raíces de zanco del mangle rojo y/o de los neumatóforos del mangle negro y del blanco. También será necesario realizar pruebas piloto con un polín o poste a fin de determinar la facilidad con que éste entra en el suelo y la resistencia que ofrezca a ser más enterrado y/o desenterrado. Esto nos permitirá decidir cómo serán introducidos cada uno de los postes. Cuando el suelo lo permita se podrán encajar, con golpes en el extremo de los postes, con la ayuda de un capuchón de hierro que proteja al polín o poste y evite que se deforme por los golpes con el marro (Figura 2).

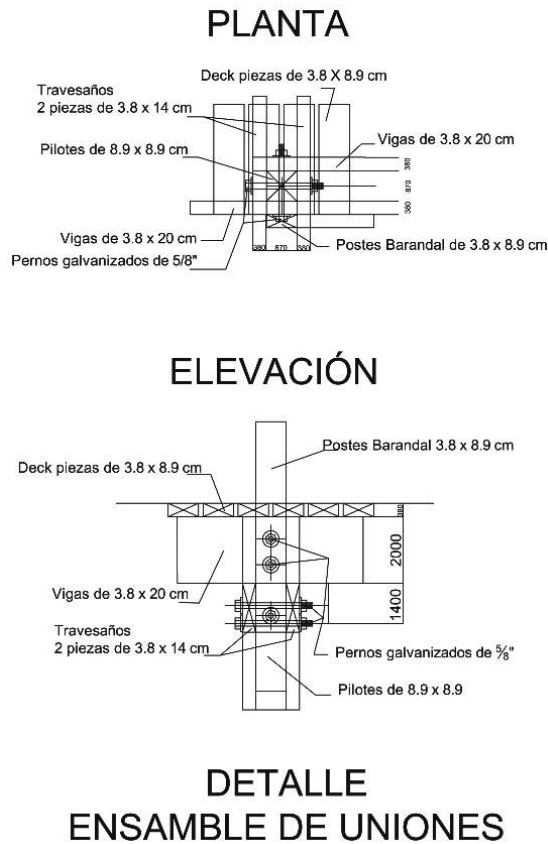


Figura 2. Detalle de la elevación y de las uniones. Las cabezas de los tornillos quedarán fuera de la madera, esto sirve para darle vista pero sobre todo para identificar rápidamente si existe alguna pieza faltante o que tengan que retirarse piezas metálicas o de madera. Para otra vista ver la Figura 3.

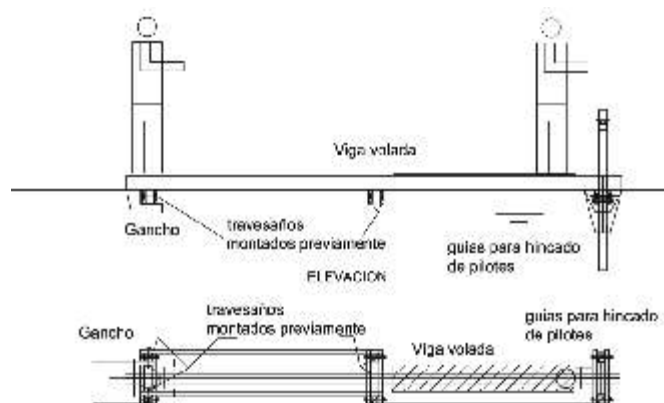
Instalación y montaje

Se deberá contar con un diseño de plantillas metálicas tanto en la elaboración de cada corte que se realice en la madera, como para la localización de los puntos de apoyo de cada uno de los postes a introducir. El objetivo de la plantilla es la de evitar que los polines o postes se introduzcan incorrectamente (no rectos) así como garantizar el trazo recto de la pasarela (Figura 3 y 4).



Figura 3. Imagen a la izquierda: vista general de la plantilla metálica. Imagen a la derecha: colocación de polines o postes en un humedal.

Si el lugar donde se están instalando las pasarelas no cuenta con energía eléctrica, será necesaria la adquisición de una planta portátil que permita hacer los últimos cortes en la madera en el lugar donde serán instaladas las pasarelas. También es importante considerar ciertas reglas de seguridad cuando se usa la energía eléctrica en estos lugares, donde fácilmente se puede caer la herramienta al agua o al suelo húmedo.



PLANTA

PLANTILLA P/COLOCAR POSTES

Figura 4. Plantilla metálica para la instalación de postes.

Material requerido

A continuación se proporcionan las listas de materiales requeridos por tipo de pasarela para cada 100 m de longitud.

Cuadro 2. Lista de materiales para emplearse en la construcción de una pasarela de madera con 1,2 m de ancho para visitantes.

Material necesario pasarela de 100 metros de longitud		
Cantidad	Unidad	Descripción
84	Pza.	Postes madera de pino tratada para exteriores 8,9 cm x 8,9 cm x 3,05 m Clase 2
82	Pza.	Viguetas madera de pino tratada para exteriores de 3,5 cm x 19 cm x 2,44 m Clase 2
329	Pza.	Tablones madera de pino tratada para exteriores de 3,3 cm x 14 cm x 2,44 m Clase 2
336	Pza.	Tornillos cabeza hexagonal de 5/8" x 8" cuerda estándar metalizado
336	Pza.	Tuercas hexagonales de 5/8" cuerda estándar metalizada
672	Pza.	Rondana o arancela para tornillo de 5/8"
18	Kg	Clavo galvanizado de 3"

Cuadro 3. Lista de materiales para pasamanos o barandales requeridos en la pasarela de visitantes.

Material necesario pasamanos de pasarela 100 m de longitud		
Cantidad	Unidad	Descripción
207	Pza.	Girones madera de pino tratada para exteriores de 3.8 cm x 8.9 cm x 2.44 m Clase 2
336	Pza.	Tornillo bija cabeza exagonal galvanizado de 3/8" x 3 1/2"
336	Pza.	Tornillo cuerda estándar 3/8" x 3" metalizado
336	Pza.	Tuercas cuerda estándar 3/8" metalizado.
700	Pza.	Rondanas planas para tornillo de 3/8" metalizado

Cuadro 4. Material requerido para la construcción de la pasarela de trabajo de 40 cm de ancho.

Pasarela de trabajo de 40 cm de ancho x100 m longitud con triplay		
Cantidad	Unidad	Descripción
42	Pza.	Poste madera de pino sección cuadrada 8,9 cm x 8,9 cmx2,44 m clase 2
103	Pza.	Tablón de pino ,3.8 cm x 14 cm x 2.44 m clase 2
14	Pza.	Triplay liso 15 mmx1,22 mx2,44 m
84	Pza.	Tornillo cabeza exagonal de 1/2" x 6"
328	Pza.	Tornillo cabeza exagonal de 1/2" x 3 1/2"
410	Pza.	Tuercas exagonales 1/2"
820	Pza.	Rondanas planas de 1/2"
6	Kg.	Clavos de 3 1/2"
23	Kg	Metalizado de tornillos, tuercas, rondanas, clavos
De acuerdo al lugar		Impermeabilizante o lámina para impermeabilizar el triplay
De acuerdo al lugar		Arena

LA SOCIEDAD Y LOS HUMEDALES

18

El proyecto ambiental, la conservación
y el manejo de los humedales

Patricia Moreno-Casasola B.

Los humedales han sido históricamente zonas donde han surgido grandes civilizaciones. Algunos ejemplos de ello fueron los valles fértiles producto del desbordamiento y de la inundación y fertilización de la planicie del Nilo, Éufrates y Tigris los cuales dieron lugar a las imponentes culturas de los egipcios y sumerios (Hamerton 1972, Boulé 1994). En las regiones del continente americano de extensos humedales como el Amazonas, la densidad de población fue de 10 a 20 veces mayor que en las tierras altas de los alrededores (Denevan 1976). En el territorio de México varias culturas guardaron una estrecha relación con los humedales. Los olmecas surgieron en las planicies costeras inundables del sur de Veracruz y Tabasco, en la zona centro del Golfo de México, región que recibe los afluentes de ríos caudalosos como el Papaloapan, Coatzacoalcos y Tonalá, y que albergan grandes extensiones de humedales en las zonas bajas (Coe y Diehl 1980). Los aztecas se establecieron sobre un lago y una buena parte de su agricultura –las chinampas- estuvieron ligadas al uso de humedales (Rojas 1990). Hay reportes de la presencia de canales y terrazas elevadas en el sur de Quintana Roo y Río Candelaria y sus tributarios (Siemens y Puleston 1972, Pope y Dahlin 1989) pertenecientes a la cultura maya, lo cual implica un manejo de los humedales.

Hoy en día, se puede decir que la inmensa mayoría de los humedales están sujetos a algún tipo de actividad humana o se ven impactados por alguna: pesca, cultivo de algún organismo, extracción de agua, cuerpo receptor de aguas negras, navegación, manejo para la conservación, ecoturismo, etc. Son ecosistemas de alta productividad, que proporcionan numerosos servicios ambientales a la sociedad (purificación del agua, retención de inundaciones, fertilización de cuerpos de agua, por mencionar solamente algunos de los más importantes (Constanza *et al.* 1997, MEA 2005).

Muchos de ellos son ecosistemas que han pasado de ser Recursos de Uso Común (RUC) a sistemas con múltiples usuarios e intereses. A la administración cultural en el manejo de los recursos naturales de uso común se le conoce ahora como el gobierno de los bienes comunes y constituye un paradigma para el actual pensamiento ambiental y sociológico (Ostrom 2000, Alvarez-Icaza 2006). Ostrom (2000) hizo un análisis de estudios de caso en diversos países del mundo, con distintos tipos de desarrollo económico (España, Japón, Filipinas, Suiza, etc.) y reconoció 7 principios que forman parte del diseño de usos exitosos de bienes comunes. Entre los principales están la existencia de límites claramente definidos, tanto del propio recurso como de los usuarios, congruencia entre las reglas de apropiación (tiempo, lugar, tecnología y/o cantidad de recurso) y las acciones locales así como las reglas de aportación de trabajo, materiales y/o dinero; los arreglos se definen de manera colectiva entre los usuarios,

existiendo un monitoreo del sistema y actividad como base de control, así como sanciones graduadas para los que rompen las reglas y mecanismos establecidos para resolución de conflictos. Estos manejos exitosos muestran una apropiación de la naturaleza reglamentada y regulada por las propias comunidades, y éstas son las poseedores del recurso.

En las últimas décadas, tanto por el incremento de la población y su creciente demanda de recursos como por la diversificación de usos de éstos y de los propios ecosistemas y el debilitamiento de las redes sociales que manejaban los recursos, se ha incrementado el número de usuarios e interesados en los humedales. Así, hoy en día los interesados en los humedales (*stakeholders*) son los pescadores que extraen recursos, los cultivadores (que manejan granjas de camarones, encierros de pescados, ristras de ostiones), los ganaderos que buscan extender sus tierras y sembrar pastos drenando el humedal, los agricultores que extraen agua de las zonas dulces o siembran arroz, los practicantes del ecoturismo, la natación y los deportes acuáticos (los barcos de vela, la pesca deportiva), los conservacionistas y el propio gobierno. En México, éste último es un actor importante ya que la gran mayoría de los cuerpos de agua y muchos humedales están formados por aguas nacionales y por tanto, bajo administración gubernamental. Esta multitud de actores e interesados implica distintos puntos de vista, intereses, percepciones y visiones. Ello necesariamente crea conflictos. Por tanto, los humedales son zonas donde hay numerosos intereses, actores y conflictos sociales entre sectores, lo cual dificulta su manejo sustentable y su conservación. Además, su protección, uso y manejo están bajo la administración de diversas dependencias gubernamentales estatales y federales, con diferentes intereses y programas, sin mecanismos transversales que les permitan discutir decisiones y solucionar conflictos, así como instrumentar acciones y programas coordinados.

Esto ha hecho que hoy en día muchos de ellos se encuentren con graves situaciones de sobreexplotación y degradación. Entre las principales causas están la desecación y cambio de la hidrología de manera directa como indirecta, el cambio de uso del suelo para actividades productivas o desarrollos turísticos, las obras de infraestructura, la canalización del agua, el represamiento de aguas, el dragado de canales, la contaminación, la invasión de especies, la extracción de agua y la sobreexplotación (Moreno-Casasola 2009). Aunado a esta situación cabe recalcar que son ecosistemas frágiles en los cuales las modificaciones del hidropereodo producen cambios importantes en su funcionamiento.

La pérdida de humedales en el mundo es sumamente alta. Se calcula que Europa ha perdido alrededor del 90% de sus humedales, Nueva Zelanda 90%, China 60%, Canadá 65-80%, Estados Unidos 53%, Australia 50% (Mitsch y Gosselink 2000). Ello ha hecho que los gobiernos de numerosos países busquen alternativas para su conservación y recuperación, pues la degradación no solamente ha traído pérdidas económicas sino también una disminución de los servicios ambientales que prestan y que resultan fundamentales para la población (Constanza *et al.* 1997, MEA 2005). Entre las alternativas planteadas están la creación de áreas naturales protegidas, la denominación de humedales de importancia mundial y nombramiento de sitios Ramsar, las tecnologías sustentables (plantas de tratamiento de aguas negras, humedales artificiales para tratamiento de aguas, etc.), las diversas legislaciones que van desde la prohibición del cambio de uso del suelo, las necesidades de estudios de impacto ambiental con medidas de mitigación, hasta la obligatoriedad de creación de humedales.

Los sitios Ramsar requieren de un plan de manejo consensuado entre los usuarios. Este requerimiento no debía aplicarse solamente a éstos sino a todos los humedales, para ir avanzando realmente hacia un desarrollo sustentable y una conservación de nuestros recursos y los servicios ambientales de nuestros ecosistemas. Ello implica poner a trabajar de manera conjunta a numerosos actores con intereses y visiones muy diferentes y lograr una concertación. El éxito de ello es la única garantía del uso sustentable de los humedales, y es una labor muy difícil.

■ EL PROYECTO AMBIENTAL

La proyectación ambiental, surgida en el Foro Latinoamericano de Ciencias Ambientales (FLACAM www.flacam-red.com.ar/ y www.flacamm.org.mx) es una propuesta de cultura ambiental. El término proyectación proviene de *proiesis*, de proyectil, arrojar algo para obtener un efecto; proyectarse, verse en el espejo que refleja nuestro resultado. Uno de los paradigmas de la sustentabilidad sustentados por FLACAM plantea pasar de las luchas ecologistas de proteger el ambiente natural, a un nuevo humanismo o cultura ambiental, que conciba la vida como una trama hecha de relaciones y diversidad, y por lo tanto articulada, solidaria, sin excluidos, histórica, responsable. Este nuevo humanismo plantea un mundo concreto, un mundo visto como es, hecho de seres humanos, de recursos bióticos y abióticos, de relaciones. El productivismo actual, en cambio, se mueve en un mundo de abstracciones dominado por los números. Por tanto interesa un mundo-humano, seres humanos-relaciones,

más que un mundo-números (Pesci *et al.* 2007). Esto requiere de un mundo transdisciplinario, solidario, flexible, participativo, requiere de un nuevo ambiente.

Los sistemas ambientales (concebido el ambiente en su forma más amplia como se explicó anteriormente) son claramente abiertos, reciben de manera permanente entradas y salidas, y son discontinuos y altamente impredecibles, es decir se interrumpen, sufren acontecimientos distintos. La naturaleza está sujeta a numerosas interacciones y es sumamente variable; su conjunción con las sociedades humanas hacen del ambiente sistemas sumamente dinámicos en tiempo y espacio.

En una sociedad globalizada, con cambios y sucesos permanentes, la reacción es la forma de respuesta más generalizada. Ocurre algo y un grupo reacciona y responde. Pero ello no es suficiente. Para pasar de una posición reactiva a un enfoque proactivo (que busque soluciones, las desarrolle y las promueva), es necesario aumentar y hacer más genuina la participación social, y desencadenar procesos proyectuales que ineludiblemente la incluyen. Estos procesos proyectuales buscan cambios en actitudes, en situaciones, en responsabilidades, pero con una fuerte base social a través de la participación de los actores involucrados. A través del desarrollo de un proyecto ambiental es necesario realizar el proceso educativo que implica pasar de ser actores a autores de un proceso de cambio, readquiriendo el conocimiento derivado del hacer ambiental y por lo tanto, participando del propio proceso proyectual, porque la complejidad ambiental requiere de todas las miradas, de todas las visiones (Pesci 2000, Pesci *et al.* 2007).

La proyectación ambiental utiliza el proyecto ambiental como mecanismo de educación, como proceso de cambio. Por ello el proyecto, como un nuevo campo de conocimientos transdisciplinario, colectivo y holístico (esencial para afrontar la complejidad de la trama de la vida y de la interacción entre la naturaleza y la sociedad), y el ambiente como sede permanente de la complejidad, se construye como dos términos indivisibles: proyecto ambiental. No hay ambiente sin proyecto y no hay proyecto sin ambiente (Pesci *et al.* 2007).

En la vida diaria el término proyecto se refiere a algún acto volitivo en que nos reconocemos y nos proyectamos. La proyectación ambiental define al proyecto como una herramienta de conocimiento de la realidad y no un producto final. El proyecto se visualiza como una construcción del mundo, algo diferente (Pesci *et al.* 2007). En palabras del propio Rubén Pesci: Ante un mundo de cambios, un mundo en crisis, la pregunta no es ¿por qué?, sino, porque no otra cosa, porque no lo distinto, lo nuevo, la

creación. El proyecto no es un producto, es un proceso. Plantea que la noción más profunda de proyecto se entiende como el conjunto de operaciones destinadas a concebir, llevar a cabo y monitorear en el tiempo una transformación. El diseño es la forma específica que toma el proyecto, es la estrategia de participación, las estructuras de medición, etc. Se puede concebir un proyecto como un proceso de reflexión-acción que impacta la realidad transformándola en una dirección deseada. Busca generar espacios de gobernabilidad en medio del caos y la incertidumbre actual (Pesci *et al.* 2007).

El medio para lograr la gobernabilidad puede ser el control autoritario pero también puede ser la participación, es decir, la mesa de concertación en que están presentes todos los interesados (*stakeholders*) como un proceso de resolución de conflictos mediante el dialogo.

El proyecto se basa en un diagnóstico holístico que busca reducir y superar las aproximaciones disciplinarias y aborda la realidad -una realidad de sistemas- desde una perspectiva transdisciplinaria, sistémica y colectiva. Este diagnóstico se basa en un ejercicio participativo de reflexión y síntesis, abordado desde la percepción de los conflictos y potencialidades existentes. El espacio proyectual está definido por la jerarquización de los conflictos y potencialidades. Los conflictos son aquellos patrones que encierran una situación no deseada y por tanto apuntan hacia la problemática existente, constituyen incompatibilidades entre la necesidad y la realidad y/o los intereses encontrados, mientras que las potencialidades son las oportunidades y fortalezas (Pesci *et al.* 2007).

El proyecto es una herramienta de conocimiento de la realidad, la herramienta más holística que hay. Como proceso se puede concebir como una figura helicoidal, que en momentos se amplía y en otros se retrae (Figura 1). La espiral que se cierra, se reduce, se produce cuando no hay flujo de información, no hay participación, el control es artificial, el sistema tiende a morir. Cuando se abre hay flujo de información, hay cambios, se modifican las situaciones, se interactúa, hay flexibilidad. En algún momento el ciclo del proyecto va a pasar a otras manos, a las manos de los autores, que primero fueron solamente actores y cada vez incrementaron su participación y su actividad.

La participación social en el proyecto ambiental es un pilar fundamental. Cuando se habla de los planes de manejo de un humedal, este ecosistema está ligado a un gran número de distintos tipos de actores con intereses (*stakeholders*). Estos pueden ser



Figura 1. Helicoide flexible que esquematiza el flujo del proceso proyectual.

organizados, individuales, preactivos, o en contra del proyecto de manejo (Moreno-Casasola 2006, Moreno-Casasola y Peresbarbosa 2006). Estos actores son los que usan los recursos, los que perjudican o benefician el funcionamiento del ecosistema, los dueños de los terrenos, los que tienen propuestas de proyectos, propuestas de manejo y aliados para impulsar su producción, los que a nivel municipal toman decisiones de cambio de uso del suelo, los que a nivel estatal y federal impulsan reglamentos o modificaciones a la ley, los que se asocian en organizaciones de la sociedad civil para proteger la fauna, los que pertenecen a instituciones educativas y realizan investigación y forman personal, entre otros. Frecuentemente las posturas son encontradas, los intereses contrarios y se requiere un cambio de actitud, una interacción, una comprensión de la situación, una perspectiva a futuro que beneficie a la propia sociedad. El cambio de actitud solamente se puede dar con la participación, logrando que el proceso sea colectivo, que el proyecto ambiental sea de todos. La educación sobre el ambiente sólo se puede dar con la participación activa. La mejor forma de participar es haciendo, y la mejor forma de aprender también es haciendo. Esas

experiencias nunca se olvidan y son formativas. El objetivo final del proyecto es crear autores, y no solamente contar con su participación. Cuando se transforman en autores, han tomado en sus manos su destino, el destino de su ambiente y por tanto de los ecosistemas, base del desarrollo sustentable.

■ LOS INSTRUMENTOS DE LA PROYECTACION AMBIENTAL

En el presente trabajo solamente se hará énfasis en dos de los instrumentos de la proyectación ambiental, como base para el diseño del proyecto que en este caso particular es el proyecto de plan de manejo del humedal: el pasear y conversar y el análisis de los conflictos y las potencialidades a través de matrices. Su utilización permitirá detectar en una zona donde hay humedales, cuáles son los actores que hacen uso de ellos o que tienen algún interés en estos ecosistemas, cuáles son los principales conflictos que hay alrededor de su uso y conservación y cuáles son las principales potencialidades que el proyecto de manejo puede utilizar. Ello permitirá definir un espacio proyectual, es decir un espacio de trabajo acotado y definido por la situación real ambiental del humedal tomando en cuenta los aspectos sociales, económicos, políticos, ecológicos y productivos.

Cuando nos acercamos a algún humedal para dar inicio a un proceso, el equipo ya trae una idea en la cabeza. Ya contestó las preguntas de ¿qué, para qué y dónde? por lo menos. Ya tiene una idea del proyecto que busca realizar y en dónde y qué es lo que busca abordar o solucionar al desarrollarlo. Pero el planteamiento se ha hecho únicamente bajo la visión del grupo y el conocimiento que desde fuera o a través de alguno de ellos han adquirido de la problemática.

■ PASEAR Y CONVERSAR

Un primer paso fundamental es conocer al humedal y a las personas que viven alrededor de él y lo utilizan. El pasear y conversar, como su nombre lo indica, implica una aproximación basada en la percepción del observador, no solamente del ecosistema y su situación, sino también de la sociedad vinculada al mismo. La percepción se utiliza como un método de reconocimiento no sectorial, que permite abrir la visión del observador y no constreñirla únicamente en función de su conocimiento profesional o sectorial. Consiste en un acercamiento empírico, con fuerte acento en el trabajo de campo, utilizando esencialmente los sentidos (vista, audición, tacto, gusto)

para captar las esenciales relaciones que se establecen en el ambiente (Pesci *et al.* 2007).

Existen métodos de percepción directa (i), del observador que capta estas relaciones; o indirectos (ii), del investigador que mediante distintos métodos – cuestionarios, entrevistas, talleres, etcétera- quiere reconocer la percepción de los actores sociales, pero en general se trata de una actitud de conocimiento abierta. En el presente capítulo se hace énfasis en el primer tipo, ya que frecuentemente los equipos de trabajo están dominados por uno o dos tipos de profesionistas, lo cual no permite tener una visión integral. Cabe decir que los usuarios o habitantes del humedal o de sus cercanías, tienen una percepción probablemente distinta de la del manejador o investigador que se aproxima con un objetivo determinado. En realidad, cada sector tendrá su percepción, su visión de los problemas y de las soluciones. El plan de manejo busca no ser un producto sino la concreción de un cambio, un verdadero proyecto ambiental, por tanto, estas distintas visiones, percepciones e intereses deben formar parte del análisis, del diseño y del desarrollo del proceso, para lograr que el proyecto realmente cumpla su objetivo de concertar y trabajar con los autores de la conservación y el manejo del humedal.

El pasear y conversar implica caminar alrededor del humedal, transitar por su interior, ir acompañado de los locales, conversar con ellos sobre sus vivencias en el humedal, el uso de los recursos, su visión de cómo funciona, los beneficios que obtiene, los problemas que tiene tanto en el humedal como en el poblado, etc. Es decir, compartir y compenetrarse con el ambiente en su sentido más amplio, es decir con el humedal y con la sociedad. Es el primer nivel de participación de los actores en el proyecto y al mismo tiempo permitirá al equipo de trabajo tener una mejor relación con la (s) comunidad (es) y conocer más la problemática que lo rodea. Este proceso va generando un cambio de actitud en el equipo pues ya no solamente priva la visión sectorial, sino que va viviendo una realidad distinta, que lo acerca a los dueños del recurso, a los usuarios del ecosistema.

Esta etapa de trabajo requiere de un rigor metodológico. Cada miembro del grupo de trabajo debe mantener un diario de campo en que se anoten las visitas llevadas a cabo, los integrantes del grupo, las observaciones realizadas, etc. Estas anotaciones servirán de insumo y material de trabajo para el equipo, y con ello podrán elaborar un primer listado de conflictos y potencialidades, basado en su percepción.

Los conflictos y potencialidades

Los conflictos y potencialidades representan un diagnóstico de la situación del ecosistema y de la propia sociedad que hace uso de sus recursos y de sus servicios ambientales. En la medida que dichos conflictos y potencialidades representen no solamente la visión del equipo proyectual, sino también de la propia comunidad, este diagnóstico será una película de la problemática que rodea al humedal, de las necesidades que existen, de las oportunidades que hay y por tanto se incorporarán al diseño del propio proyecto.

Los conflictos son aquellas situaciones o patrones que encierran una situación no deseada y por tanto apuntan hacia la problemática existente. Muestran la incompatibilidad entre lo que deseamos y la realidad que vivimos, los intereses encontrados en un proyecto. Son las debilidades presentes en nuestra relación con el entorno, en el proyecto que planteamos. Las potencialidades son las fortalezas, las bondades, las oportunidades que se presentan, los puntos de leva para producir los cambios y frecuentemente la parte positiva que nos da ánimo y que nos une para trabajar conjuntamente en el proyecto (Pesci *et al.* 2007). Es importante reconocer tanto los problemas como las fortalezas, pero también sus relaciones bajo una perspectiva intersectorial.

El espacio proyectual del grupo de trabajo está definido por la jerarquización de los conflictos y potencialidades, el cual emana del análisis de la matriz de conflictos y potencialidades. De la identificación de conflictos y potencialidades se puede discernir el universo a abarcar por el proyecto, definir un espacio proyectual propio del grupo de trabajo, aquello a resolver, con un tiempo y un espacio concreto y caracterizar también los elementos del sistema contexto con los que deberá interactuar. Se abarcan los factores estructurales que afectarán al proyecto desde su entorno (educación, salud, mercado, fuentes de trabajo, seguridad, justicia), así como los factores superestructurales que lo condicionarán (política, gobierno, leyes) (Pesci *et al.* 2007). Ello determinará los campos de actuación del grupo proyectista, es decir es el primer diseño del proyecto de manejo ambiental del humedal. En un análisis FODA se realiza también un diagnóstico de la situación, pero no hay una valoración de la importancia de cada fortaleza, oportunidad, debilidad y amenaza y sobre todo, de la relación que guardan entre sí.

Vale la pena también analizar la participación de los actores y su impacto ya sea positivo o negativo en el proyecto (Moreno-Casasola y Peresbarbosa 2006). Ello permitirá

prevenir obstáculos, delinear acciones y principalmente ir construyendo una legitimación y alianzas con otros interesados.

Un paso fundamental es descubrir dentro del conjunto de conflictos, cual es el elemento que realmente está provocando el desajuste más evidente, el desajuste más multiplicador, el que mayor influencia tiene. El descubrirlo es un ejercicio de síntesis sistémica fuerte y difícil. Una vez identificado de le conoce como “subsistema decisor”, pues si se aborda, debido a su efecto multiplicador, su solución tendrá un impacto mayor y será decisivo en el éxito del proyecto. Para ello, además de dar un valor a cada conflicto, resulta esencial medir las energías interactivas, las relaciones y dependencias, que desarrollan entre ellos, con la finalidad de definir los más alterantes y los más alterados, siempre dentro del espacio proyectual (Pesci *et al.* 2007).

Las potencialidades permiten definir lo que Pesci (2000) denomina “tema generador”. Lo define como el punto de leva o punto donde hacer palanca para superar los conflictos o potenciar las potencialidades halladas. Es el punto en el que con una fuerza menor podemos mover un peso mayor, es decir lograr el mayor cambio. Puede haber más de un subsistema decisor y más de un tema generador y suele haberlo. Si se trata de un sistema social muy cohesionado, que trabaja en grupo, como un sistema, suele haber uno, prioritario, pero esto rara vez ocurre.

Matriz de conflictos y potencialidades generadas por el equipo proyectual

1. Elaboración de un listado de conflictos y potencialidades. El pasear y conversar por parte de los miembros del equipo proyectual, permite tener una visión de los conflictos y potencialidades. Un primer paso es generar un listado de dichos conflictos y potencialidades. A manera de ejemplo, el cuadro 1 presenta un primer listado que servirá de base para elaborar la matriz. Los conflictos pueden abarcar desde aspectos de organización de grupo, fondos para el proyecto y no solamente situaciones locales.

2. Elaboración de fichas. En esta etapa es importante generar una ficha descriptiva de cada conflicto y de cada potencialidad, que asegure que todo el grupo de trabajo comparte la misma idea. Permite además mantener un registro histórico, pues conforme avanza el proyecto y la participación se amplíe, la definición de muchos de estos conflictos y potencialidades se irá enriqueciendo. La ficha deberá describir el conflicto con detalle, cómo surge la apreciación o la información, qué tan extenso es (en espacio, en tiempo y socialmente), qué duración tiene o tendrá, etc.

Cuadro 1. Listado de conflictos y potencialidades elaborada por el equipo proyectual en el humedal de Tuxpan, en la costa de Veracruz.

Conflictos	Potencialidades
<ul style="list-style-type: none"> -desarrollo portuario creciente -extracción de flora y fauna -ambigüedad jurídica en zonas de reserva -problemas internos de liderazgo -pérdida de interés y desintegración -conflictos entre pescadores e industria -conflictos entre pescadores libres y cooperativas -zona vulnerable a huracanes -malas prácticas de pesca -muerte de manglar por contaminación -contaminación de laguna y río -desarrollos habitacionales cercanos río/laguna -lluvia ácida -presencia de gasoductos y tuberías petróleo -imposición federal de obras -falta de aplicación de ordenamiento territorial 	<ul style="list-style-type: none"> -valores culturales y escénicos para turismo -disposición de autoridades -disposición de academia e industria -interés y experiencia en reforestar manglar -pago por servicios ambientales -cooperación entre sectores -cuerpo de agua adecuado acuacultura -grupos organizados -sitio Ramsar -área de conservación campesina

3. Elaboración de las dos primeras matrices, denominadas “matriz de conflictos y potencialidades del equipo proyectual”. Una matriz se referirá a los conflictos y otra a las potencialidades. Se iniciará con la construcción de la matriz de conflictos. Para ello cada conflicto se simplificará en unas pocas palabras (que se anotarán en la ficha respectiva) y se valorará con un adjetivo. Se debe tratar de no usar “no existe”, ausencia, carencia, etc. Por ejemplo, si se considera como conflicto que “No hay dinero para actividades”, significa una ausencia total y por tanto un problema muy difícil de resolver. En cambio si después de la discusión se llega a que hay poco dinero o éste se usa para otros fines, es más fácil acotar una acción que tenga resultados.

En una hoja cuadrículada (o en una hoja de Excel) se anotará la lista en una columna, y la misma lista en la primera fila, a manera de matriz, para analizar y comenzar a valorar (valoración cualitativa) los conflictos (Cuadro 2). La valoración implica dos aspectos. Por un lado, se valora la intensidad del conflicto y su relación con otro conflicto, usando una escala cualitativa de cuatro o cinco niveles: 0=no existe relación, 1= existe relación pero es poca, 2= existe relación y es media, 3= existe relación y es alta o importante. De esta manera se analiza el primer conflicto del listado contra cada uno de los conflictos de la fila y se da un valor de 0 a 3. Un conflicto contra si mismo no se puede valorar, por

tanto hay un conjunto de cuadros que quedan vacíos. Por otro lado, y al mismo tiempo, se analizará qué conflicto es el que afecta, es decir, en que sentido va. Para cada par de conflictos se analiza si el de la columna afecta al de la fila o viceversa. Cuando el conflicto de la columna afecta al de la fila, se indica con un signo de + y cuando el de la fila afecta al de la columna con un signo de -. Ello permite discernir entre cuál es el conflicto alterante y cuál es el alterado. Una vez terminado el análisis, el resultado es una matriz como la que se presenta en el cuadro 2. Se añaden tres columnas más al final. En la primera se anota la suma absoluta, es decir sin tomar en cuenta los signos de + y -. En la segunda columna se anota la suma de todos los valores + y en la tercera de todos los valores -.

La primera suma, sin valores, nos dice cuál es la relación más importante. Ello significa cual es el conflicto que guarda mayor número de relaciones y de mayor importancia. Este conflicto constituye el “subsistema decisor”, ya que dentro del conjunto de conflictos, es el elemento que realmente está provocando el desajuste más evidente, el desajuste más multiplicador, el que más influye y se relaciona. Este proceso es un ejercicio de síntesis sistémica fuerte y difícil, pero de gran importancia en el desarrollo del proyecto. Puede haber uno o más subsistemas decisores. La importancia que tiene el detectarlo permite, que al determinar un conjunto de acciones para irlo solucionando, al ser el de mayor fuerza, conforme se avance en el proceso irá teniendo más impacto sobre la intervención del propio proyecto en la realidad. Es un proceso de jerarquización que permite que el grupo proyectual se enfoque a diseñar acciones para solucionar un bajo número de conflictos, pero que tengan gran repercusión positiva. En el ejemplo presentado, los dos conflictos con mayor valor absoluto son la muerte del manglar por contaminación y la falta de un ordenamiento territorial en la zona. Ambos están relacionados, pues la contaminación se está dando por la ubicación de las fuentes de contaminación que van a dar al agua y al manglar y el tipo de actividad que desarrollan. Le siguen imposición federal de obras y contaminación de ríos y lagunas. Las actividades de generación de energía eléctrica y petróleo, junto con el vertido de aguas municipales sin tratamiento son las principales fuentes de contaminación. Todos estos problemas tienen que ver con la falta de ordenación de las actividades productivas, que no necesariamente son incompatibles, pero que la forma en que funcionan actualmente está causando graves daños ambientales. El mal manejo de las aguas negras también guarda relación con el funcionamiento inadecuado y el bajo número de plantas de tratamiento y la costumbre que aún perdura de verterlas a los cuerpos de agua. Por tanto avanzar en la gestión del ordenamiento y la recuperación del manglar muerto, asegurando de poner especial atención a los conflictos relacionados, constituye el subsistema decisor, el que decide el futuro del proyecto.

Se realiza el mismo procedimiento con el listado de potencialidades. Se genera una matriz similar (Cuadro 3). La (s) potencialidad(es) permite definir el “tema generador”, es decir el punto de leva o punto dónde hacer palanca para superar los conflictos o potenciar las potencialidades halladas. Es el punto en el que con una fuerza menor se puede mover un peso mayor, es decir lograr el mayor cambio. En el ejemplo presentado las dos mayores potencialidades son la existencia de una reserva campesina y la posibilidad de recibir pago por servicios ambientales cuando se cuenta con predios forestados. Ello proporciona ejemplos actuales de alternativas de conservación que se pueden ligar con un ingreso económico a través del pago de servicios. Si esto se conjuga con las siguientes dos potencialidades más altas que es la participación y disposición de autoridades y academia, se vislumbra un buen grupo de aliados para comenzar a trabajar sobre el ordenamiento territorial, la conservación y el manejo de la contaminación. El tema generador giraría en este ejemplo alrededor de propuestas de pagos por servicios ambientales para los humedales forestados (selvas y manglares), para fomentar su conservación. En el diseño del propio proyecto se deben plantear acciones para fomentar la participación sobre estas alternativas, buscar que queden contempladas en una propuesta de ordenamiento territorial, generar un grupo de trabajo comunitario y con participación de las autoridades para gestionar los proyectos de pago por servicios ambientales y ordenamiento, así como las acciones de conservación y restauración del manglar. Sin embargo, queda aún un paso de gran importancia antes de poder trabajar en el proyecto que el equipo ha empezado a diseñar.

Es importante recordar que las matrices anteriores (cuadro 2 y 3) reflejan la visión del equipo proyectual, que después de pasear y conversar, tiene una visión más incluyente de los problemas. Sin embargo, ello no es suficiente para generar una participación de la comunidad. Existen varias maneras de incrementar la participación e incluir información sobre la percepción que la comunidad tiene sobre el humedal, sus recursos, problemas y potencialidades. Las encuestas y entrevistas permiten ahondar la información, afinar el conocimiento y la comprensión de esa percepción y por tanto tener mejores bases para asegurar que el proyecto ambiental que se diseñe, ahora tomando en cuenta las matrices resultantes de la inclusión de la visión comunitaria, realmente permita generar cambios, entre ellos mejores pautas de manejo, cambio de actitudes, participación con responsabilidad, etc. Este ejercicio debe tratar de llevarse a cabo con los participantes comunitarios del proyecto. Frecuentemente, en las zonas rurales, es difícil realizar una matriz de conflictos y potencialidades como la presentada, pues lleva tiempo y requiere un esfuerzo de concentración de los participantes. Por tanto, cuando no es posible realizar este ejercicio, mediante un taller se pueden incorporar las visiones de la comunidad donde se trabaja.

Cuadro 2. Matriz de conflictos con valores asignados a cada relación entre conflictos (0=no existe relación, 1= existe poca relación, 2= existe relación intermedia, 3= existe mucha relación). El signo + indica que la afectación se da en sentido de arriba hacia abajo; y de abajo a arriba el signo - indica lo contrario. Las últimas tres columnas muestran la suma de los valores. En negritas se marca el conflicto que obtuvo el mayor valor absoluto y en cuadros grises los que obtuvieron el mayor valor positivo y negativo.

	desarrollo portuario creciente	extracción de flora y fauna	ambigüedad jurídica en zonas de	problemas internos de liderazgo	pérdida de interés y desintegración	conflictos entre pescadores e in	conflictos entre pescadores libre	Zona vulnerable a huracanes	malas prácticas de pesca	muerte de manglar por contamina	contaminación de laguna y río	desarrollos habitacionales cerca	lluvia ácida	presencia de gasductos y tuberías	imposición federal de obras	falta de aplicación de ordenamie	ABSOLUTO	POSITIVO	NEGATIVO
si influye de arriba a abajo es positivo y de abajo a arriba es negativo																			
desarrollo portuario creciente	0	-2	0	0	0	0	0	1	0	-2	0	-2	0	-3	3	2	15	6	9
extracción de flora y fauna	-2	0	0	2	-2	0	1	2	2	2	0	2	0	0	1	2	16	14	2
ambigüedad jurídica en zonas de reserva	0	0	0	2	-1	0	0	0	0	0	0	-1	0	0	-2	2	6	4	4
problemas internos de liderazgo	0	2	2	0	-3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	7	4	3
pérdida de interés y desintegración	0	2	-1	-3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	7	3	4
conflictos entre pescadores e industria	0	0	0	0	0	0	0	1	-1	3	3	0	3	0	3	3	17	16	1
conflictos entre pescadores libres y cooperativ	0	1	0	0	0	0	0	1	3	2	2	3	0	0	2	2	16	16	0
zona vulnerable a huracanes	1	2	0	0	0	1	1	0	-2	-1	0	-2	0	-2	0	-2	14	5	9
malas prácticas de pesca	0	2	0	0	0	-1	3	-2	0	3	2	3	0	0	2	2	20	17	3
muerte de manglar por contaminación	-2	2	0	0	0	3	2	-1	3	0	-3	2	3	3	3	2	29	23	6
contaminación de laguna y río	0	0	0	0	0	3	2	0	2	-3	0	3	2	2	2	2	21	18	3
desarrollos habitacionales cercanos a laguna	-2	2	-1	0	0	0	3	-2	3	2	3	0	-1	0	1	3	21	15	6
lluvia ácida	0	0	0	0	0	3	0	0	0	3	2	-1	0	0	3	2	14	13	1
presencia de gasductos y tuberías petrolero	-3	0	0	0	0	0	0	-2	0	3	2	0	0	0	3	2	15	10	5
imposición federal de obras	3	1	-2	0	1	3	2	0	2	3	2	1	3	3	0	-2	24	20	4
falta de aplicación de ordenamiento territorial	2	2	2	0	0	3	2	-2	2	2	2	3	2	2	-2	0	28	24	4

Cuadro 3. Matriz de potencialidades con valores asignados a cada relación entre conflictos (0=no existe relación, 1= existe poca relación, 2= existe relación intermedia, 3= existe mucha relación). El signo + indica que la afectación se da en sentido de arriba hacia abajo; y de abajo a arriba el signo - indica lo contrario. Las últimas tres columnas muestran la suma de los valores. En negritas se marca la potencialidad que obtuvo el mayor valor absoluto y en cuadros grises las que obtuvieron el mayor valor positivo y negativo.

	valores culturales y escénicos	disposición de autoridades	disposición de academia e ind	interés y experiencia en refore	pago por servicios ambientales	cooperación entre sectores	cuerpo de agua adecuado acu	grupos organizados	sitios Ramsar	área de conservación campesi	ABSOLUTO	POSITIVO	NEGATIVO
influye de arriba a abajo es positivo y de abajo a arriba negativo	0	-2	-1	2	2	-1	0	0	-2	-3	13	4	9
valores culturales y escénicos	0	-2	-1	2	2	-1	0	0	-2	-3	13	4	9
disposición de autoridades	-2	0	3	-2	-3	2	-1	2	2	2	19	11	8
disposición de academia e industria	-1	3	0	2	-2	-2	2	1	3	3	19	14	5
interés y experiencia en reforestar manglar	2	-2	2	0	-3	-2	0	2	-2	-3	18	6	12
pago por servicios ambientales	2	-3	-2	-3	0	2	2	2	3	3	22	14	8
cooperación entre sectores	-1	2	-2	-2	2	0	1	2	2	3	17	12	5
cuerpo de agua adecuado acuacultura	0	-1	2	0	2	1	0	-1	-1	-1	9	5	4
grupos organizados	0	1	1	0	0	2	-1	0	0	-3	8	4	4
sitio Ramsar	-2	2	3	-2	3	2	-1	0	0	3	18	13	5
área de conservación campesina	-3	2	3	-3	3	3	-1	-3	3	0	24	14	10

Los talleres son otra manera de lograr una participación. Tienen varias ventajas (la participación es activa, socializada, es incluyente y da oportunidad de debatir y concertar). Hay gran cantidad de literatura sobre talleres tanto publicada como en Internet. Dos aspectos fundamentales ha tener en cuenta es el objetivo de la convocatoria a los talleres, lo cual permitirá acotar la temática a trabajar y en segundo lugar, la capacidad para convocar y lograr una asistencia representativa.

Una metodología que ha tenido resultado en los talleres, es realizar una lluvia de ideas con los participantes. En función del número de asistentes, pedirles que por persona o por grupos pequeños, escriban los principales problemas a que se enfrentan. Hay que recordar que para este momento ya se ha acordado el tema de trabajo y el objetivo de la reunión. Cada conflicto de cada persona/grupo deberá quedar plasmado en una tarjeta, con pocas palabras y usando adjetivos que valoren el conflicto (las mismas reglas que se usaron para construir la matriz del equipo proyectual). Se reunirán las tarjetas y se organizarán, conjuntándolas por temas. Este es un aspecto muy importante del taller, ya que es un ejercicio de síntesis pero debe tenerse cuidado de no conjuntar varias visiones en un solo grupo que empobrezca el resultado. Para cada grupo de tarjetas se definirá con los asistentes el conflicto que representan y quedará anotado en una ficha, así como el número de tarjetas en que fue mencionado. Dicho número ya da una idea de la importancia que tiene para la comunidad. Ello permitirá, en el propio taller, hacer una jerarquización de los conflictos y hacer una primera valoración, por parte del equipo proyectual, hasta dónde la matriz que se había hecho representa la visión de los participantes o que conflictos hay que añadir. Por tanto, a partir de este taller (y también se puede incluir información proporcionada en encuestas y entrevistas) de rehace la matriz de conflictos y se confirma (o corrige) y enriquece el subsistema decisor.

Se deberá hacer el mismo procedimiento en el taller, para las potencialidades. Esto es muy importante, pues la comunidad no debe quedarse solamente con el sentimiento negativo de la cantidad y envergadura de los problemas, sino también valorar la parte positiva y las potencialidades que tienen. Se sigue el mismo procedimiento, mediante el uso de tarjetas con las potencialidades. Se generan las fichas, se jerarquizan y se incluyen en la matriz de potencialidades. Se confirma o corrige el tema generador.

El trabajo en talleres es complementario a las encuestas y/o entrevistas. Implica mayor esfuerzo de organización y trabajo para el equipo proyectual pero su realización tiene grandes beneficios para el proyecto. La comunidad participa y siente que su opinión ha sido tomada en cuenta; se generaliza la información (percepciones, jerarquización) entre los participantes. Al acordar y escribir en una cartulina el resumen del conflicto, se

hace una primera concertación sobre el mismo y una valoración de su importancia. Constituye el primer paso para ir convirtiendo a los actores en autores del proyecto.

Una vez retrabajadas las matrices y determinado el subsistema decisor y el tema generador, es importante regresar los resultados a la comunidad para que participen desde las primeras etapas del diseño del proyecto. Puede ser que se modifique el subsistema decisor y el tema generador o que solamente se afinen. Es importante recordar que no se busca un producto final sino un proceso, un cambio en el manejo del humedal y en la participación de la sociedad. Por tanto en el proceso se irán complementando las percepciones y apreciaciones de los distintos participantes (el equipo proyectual, los distintos grupos de la comunidad, las autoridades, etc.) y el diseño resultante del proyecto será un proceso y un planteamiento participativo.

Uno de los principales cambios que se buscan durante el proceso es el cambio de actitudes. Para este momento el equipo proyectual seguramente ya ha iniciado este proceso. El caminar y conversar, la construcción y discusión de las matrices de conflictos y potencialidades, los resultados del taller, habrán permitido generar una visión más integral y holística del proyecto y de sus necesidades, ajustar las acciones para solucionar los principales conflictos (subsistema (s) decisor (es)), emplear el tema (s) generador (es) para promover la participación y buscar aliados. Si en este momento el equipo proyectual contesta las preguntas: ¿qué se busca?, ¿cómo se va a hacer?, ¿dónde y con quién?, ¿para qué y cuándo?, seguramente tendrán una respuesta diferente, más rica, más real que al inicio del proceso. La respuesta a estas preguntas o premisas, objetivos o determinada deseabilidad de la empresa a acometer, estarán siempre presentes en el proyectista y en cualquier actor social, lo confiese o no (Pesci 2000). Así, las premisas responden a un macroproblema a responder, quizás prejuiciosamente, que luego puede ser ajustado en los pasos subsiguientes, pero es el primer elemento que convoca al proyecto.

Recapitulando, el proyecto se entiende como el conjunto de operaciones destinadas a concebir, llevar a cabo y monitorear en el tiempo una transformación. El diseño es la forma específica que toma el proyecto, es la estrategia de participación, las estructuras de medición, etc. El proyecto ambiental del plan de manejo del humedal, tendrá una amplia participación, se basará en un conjunto de acciones, medidas, monitoreos, creación de oportunidades etc. basadas en el espacio proyectual, definido a su vez por el subsistema decisor y el tema generador.

Literatura recomendada

- Alvarez-Icaza, P.L. 2006. Manejo de recursos de uso común en regiones costeras. P. Moreno-Casasola, E. Peresbarbosa y A.C. Travieso-Bello (eds) *Estrategias para el Manejo Integral de la Zona Costera: un Enfoque Municipal*. pp. 681-777. Vol II. Instituto de Ecología A.C. y Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas, (SEMARNAT)- Gobierno del Estado de Veracruz. Xalapa.
- Boule, M.E. W.J. Mitsch (ed) 1994. An early history of wetland ecology. *Global Wetlands: Old World and New*. pp. 57-74. Elsevier. Amsterdam, Netherlands.
- Coe, M.D. y R.A. Diehl. 1980. *In the Land of the Olmec: the Archaeology of San Lorenzo Tenochtitlan*. University of Texas Press, Austin.
- Constanza, R., R. d'Arge y R. de Groot. 1997. The value of the world's ecosystem services and natural capital. *Nature* 387: 253-260.
- Denevan, W.M. W.M. Denevan (ed). 1976. The Aboriginal population of Amazonia. *The Native Population of the Americas*. pp. 205-234. University of Wisconsin Press, Madison.
- Hammerton, D. Oglesby, C.A. Carlson y M.J. McCann (eds). 1972. The Nile river, a case study. R.T. *River Ecology and Man*: 71-214. Academic Press, Nueva York
- Mitsch, W.J. y J.G. Gosselink. 2000. *Wetlands*. 3a ed. John Wiley & Sons. Nueva York.
- Moreno-Casasola, P., G. Salinas, L. Amador, A. Juárez, H.H. Cruz, A.C. Travieso-Bello, L. Ruelas, R. Monroy, D. Infante, H. López, L.A. Peralta, K. Paradowska y A. Valencia. 2006. El proyecto comunitario de conservación y producción. P. Moreno-Casasola (ed) *Entornos Veracruzanos: la Costa de La Mancha*. pp. 493-538. Instituto de Ecología A.C. Xalapa.
- Moreno-Casasola, P. 2006. Actores sociales y participación. P. Moreno-Casasola, E. Peresbarbosa y A.C. Travieso-Bello (eds) *Estrategias para el Manejo Integral de la Zona Costera: un Enfoque Municipal*. pp. 1113-1130. Vol. III. Instituto de Ecología A.C. y Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas, (SEMARNAT) Gobierno del Estado de Veracruz. Xalapa.
- Moreno-Casasola, P. y E. Peresbarbosa. 2006. Manejo integral de la zona costera. P. Moreno-Casasola, E. Peresbarbosa y A.C. Travieso-Bello (eds) *Estrategias para el Manejo Integral de la Zona Costera: un Enfoque Municipal*. pp. 21-50. Vol. I. Instituto de Ecología A.C. y Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (SEMARNAT)- Gobierno del Estado de Veracruz. Xalapa.
- Moreno-Casasola, P. 2009. Los humedales en México: tendencias y oportunidades. *Cuadernos de Biodiversidad* 28: 10-18.
- <http://www.ua.es/es/informacion/biodiversidad/index.html>

- Ostrom E. 2000. *El Gobierno de los Bienes Comunes. La Evolución de las Instituciones de Acción Colectiva*. Universidad Nacional Autónoma de México, Centro Regional de Investigaciones Multidisciplinaria, Fondo de Cultura Económica. México DF.
- Peresbarbosa, E. y P. Moreno-Casasola. 2006. Guía práctica para la elaboración de un proyecto de manejo integral de la zona costera en el municipio. P. Moreno-Casasola, E. Peresbarbosa y A.C. Travieso-Bello (eds) *Estrategias para el Manejo Integral de la Zona Costera: un Enfoque Municipal*. pp. 1207-1251. Vol III. Instituto de Ecología A.C. y Comisión Nacional de Areas Naturales Protegidas, (SEMARNAT) Gobierno del Estado de Veracruz. Xalapa.
- Pesci R. 1995. *El Proceso Proyectual: Teoría y Metodología. Documentos Ambiente. Serie Desarrollo Sustentable No. 2, Año 1*. Editorial CEPA, La Plata.
- Pesci, R. 2000b. *Del Titanic al Velero. La Vida como Proyecto*. Ambiente, Proyectualidad y Cultura Democrática. Editorial CEPA, La Plata.
- Pesci, R., J. Pérez y L. Pesci. 2007. *Proyectar La Sustentabilidad. Enfoque y Metodología de FLACAM para Proyectos de Sustentabilidad*. Colección Sustentable 02. Editorial CEPA, La Plata.
- Pope, K. D. y B. H. Dahlin. 1989. Ancient Maya Wetland Agriculture: New Insights from Ecological and Remote Sensing. *Journal of Field Archaeology* 16:87-106.
- Rojas, R.T. 1990. La agricultura en la época prehispánica. T. Rojas R. (coord) *La Agricultura en Tierras Mexicanas desde sus Orígenes Hasta Nuestros Días*. pp. 15-138. Consejo Nacional para la Cultura y las Artes- Grijalbo. México D.F.
- Siemens, A. H. y D. E. Puleston. 1972. Ridged fields and associated features in southern Campeche: new perspective on the lowlands Maya. *American Antiquity* 37: 228-239.

Páginas Web

Millenium Ecosystem Assessment. 2005:
www.MAweb.org

Communication, Education and Public Awareness (CEPA)
http://www.cepatoolkit.org/html/resources/F3/F3656DCC-C288-4A7A-93E7-0BBAF62D8A31/Toolkit%20CEPA%20total%20_12%2004_.pdf

FLACAM

www.flacam-red.com.ar/

www.flacamm.org.mx

www.ecologia.edu.mx/costasustentable/

