

---

**Protocolo de Propagación de Plantas Hidrófilas y Manejo de Viveros  
para la Rehabilitación Ecológica de los  
Parques Ecológicos Distritales de Humedal**

---



---

**Protocolo de Propagación de Plantas Hidrófilas y Manejo de Viveros  
para la Rehabilitación Ecológica de los  
Parques Ecológicos Distritales de Humedal**

---



Diciembre de 2012

**PROTOCOLO DE PROPAGACIÓN DE PLANTAS HIDRÓFILAS Y MANEJO DE VIVEROS PARA LA REHABILITACIÓN ECOLÓGICA DE LOS PARQUES ECOLÓGICOS DISTRITALES DE HUMEDAL**

© Alcaldía Mayor de Bogotá

Secretaría Distrital de Ambiente

© Universidad Nacional de Colombia- Sede Bogotá

Facultad de Ciencias, Departamento de Biología, Grupo de Restauración Ecológica

Convenio Especial de Cooperación en Ciencia y Tecnología celebrado entre la Secretaría Distrital de Ambiente y la Universidad Nacional de Colombia N° 011 de 2010.

Autores:

Myriam Liliana Martínez Peña (mlmartinezp@unal.edu.co, li.martinezzz@gmail.com)

Adriana Díaz Espinosa (amdiaze@unal.edu.co )

Orlando Vargas Ríos (jovargasr@unal.edu.co, jovargasr@gmail.com)

Diciembre de 2012

ISBN 978-958-761-369-8

Diseño y diagramación:

Estefany Fajardo Gutiérrez

Fotografías y gráficos:

Myriam Liliana Martínez Peña, Adriana Díaz Espinosa y Orlando Vargas Ríos

Ilustraciones:

Laura Giraldo (ljgiraldok@unal.edu.co, ljgiraldok@gmail.com)

**Citación sugerida**

Martínez-Peña M.L., Díaz-Espinosa A.M. y Vargas O. 2012. Protocolo de propagación de plantas hidrófilas y manejo de viveros para la rehabilitación ecológica de los parques ecológicos distritales de humedal. Grupo de Restauración Ecológica de la Universidad Nacional de Colombia y Secretaría Distrital de Ambiente. Bogotá, D.C., Colombia. 184 p.

Prohibida la reproducción total o parcial por cualquier medio sin la autorización escrita del titular de los derechos patrimoniales

Impreso y hecho en Bogotá, D. C., Colombia

---

## ALCALDÍA MAYOR DE BOGOTÁ

***Gustavo Petro Urrego***

Alcalde Mayor de Bogotá

***Susana Muhamad González***

Secretaria Distrital de Ambiente

***Milton Rengifo Hernández***

Subsecretario General y de Control Disciplinario

***Sandra Yolima Sguerra***

Directora de Gestión Ambiental

***Byron Calvachi Zambrano***

Subdirector de Ecosistemas y Ruralidad

***Libia Mireya Hernández***

Coordinadora Grupo Humedales

---

## UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA

***Ignacio Mantilla Prada***

Rector Universidad Nacional de Colombia

***Jesús Sigifredo Valencia***

Decano Facultad de Ciencias

***Jaime Aguirre Ceballos***

Vicedecano de Investigación y Extensión

***Hernando Valencia Zapata***

Director Departamento de Biología

***Orlando Vargas Ríos***

Director Grupo de Restauración Ecológica

# Presentación

Los humedales de Bogotá son parte fundamental de la región del altiplano cundiboyacense. Se constituyen en ecosistemas estratégicos ampliamente reconocidos por sus valores ecológicos y diversos servicios ambientales, que contribuyen a mantener el equilibrio regional y la biodiversidad, como la representada por las especies de vegetación acuática y semiacuática que allí habitan.

La vegetación de los humedales bogotanos, al igual que todos sus componentes ecológicos, viene siendo afectada por procesos generalizados de deterioro, como la contaminación de las aguas y los suelos, la sedimentación y el depósito de basuras y escombros para su posterior urbanización.

Estos factores propician el establecimiento de plantas invasoras procedentes del mundo entero, las cuales por ser especies generalistas de fácil adaptación al medio, entran en competencia directa con las especies nativas y las desplazan, convirtiéndose en un factor adicional de amenaza, que pone en riesgo su supervivencia y aumenta la pérdida de biodiversidad que estos ecosistemas mantienen.

Esta importante problemática ha impulsado a la Secretaría Distrital de Ambiente (SDA), como entidad responsable de la preservación de la riqueza biológica del Distrito Capital, a buscar mecanismos para recuperar la flora nativa existente en las áreas protegidas, como los son los humedales.

Los 14 Parques Ecológicos Distritales de Humedal albergan a más de 90 especies de vegetación, que actualmente se encuentran en acelerada disminución y algunas en amenaza de desaparición en la región; tal es el caso de la margarita de pantano, una especie en riesgo de extinción que sólo habita en el humedal de La Conejera.

Como contribución al conocimiento de los humedales de Bogotá, particularmente de su vegetación asociada, y como un importante aporte para la conservación de la biodiversidad de estos valiosos ecosistemas del Distrito, se hace entrega de esta maravillosa publicación, lograda gracias a un trabajo conjunto entre el Grupo de Restauración Ecológica de la Universidad Nacional de Colombia y la Secretaría Distrital de Ambiente.

Esta publicación se constituye en un marco referencial de indudable importancia y en una guía fundamental para adelantar los procesos de restauración y manejo de los humedales de la altiplanicie de Bogotá y la Sabana, que es una de las acciones primordiales en la recuperación de los espacios del agua de la región y para orientar las acciones necesarias para la adaptación al cambio climático global en el Distrito Capital.



MARÍA SUSANA MUHAMAD GONZÁLEZ  
Secretaría Distrital de Ambiente

---

## Agradecimientos

El Grupo de Restauración Ecológica de la Universidad Nacional de Colombia-GREUNAL agradece a la Secretaría Distrital de Ambiente por todo el apoyo y colaboración en todas las actividades del convenio N° 011 de 2010.

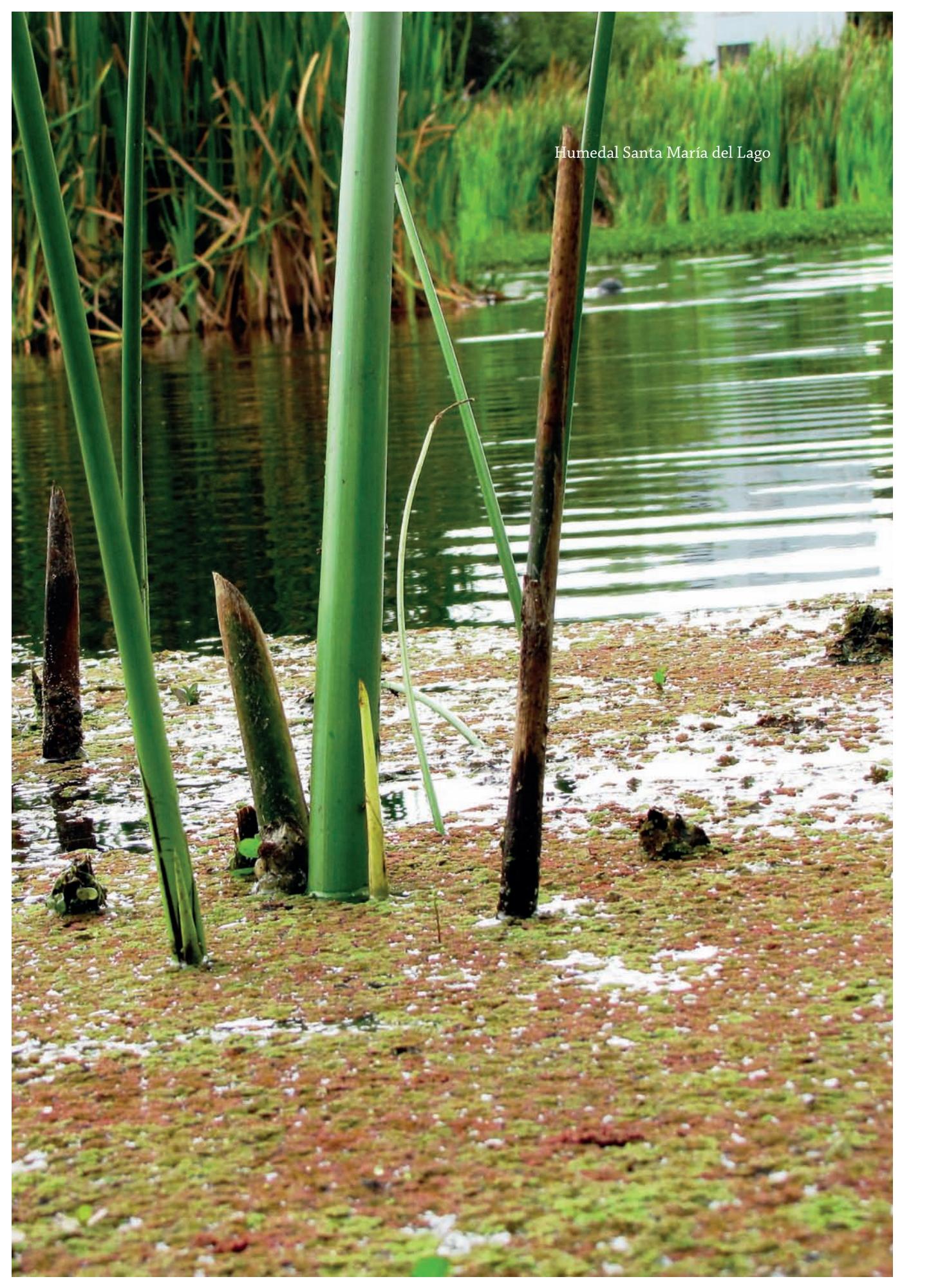
A todos los integrantes del Grupo de Restauración Ecológica de la Universidad Nacional de Colombia por la coordinación y ejecución de las actividades de adecuación y mantenimiento del invernadero, la búsqueda de especies y su colaboración en la propagación de plantas de humedal.

A Humberto Espinosa Muñoz por el diseño y construcción del invernadero en el Parque Ecológico Distrital del humedal La Vaca.

A la profesora Argenis Bonilla y al Laboratorio de biología de organismos tropicales del Departamento de Biología de la Universidad Nacional de Colombia por su apoyo y el préstamo de equipos de laboratorio.

A la Empresa de Acueducto y Alcantarillado de Bogotá y a las administraciones de los Parques Ecológicos Distritales de Humedal de La Vaca y de Juan Amarillo o Tibabuyes por su colaboración en la realización de los montajes de restauración.

A Timoleón Franco, Israel Vargas y Olmes Pulgarín por su colaboración en las actividades de campo y labores culturales de vivero.



Humedal Santa María del Lago

## Resumen



En este documento se presentan investigaciones sobre la propagación de especies hidrófilas (herbáceas) de los humedales y se hace una revisión bibliográfica sobre el tema, que pretende evidenciar los métodos, avances y propuestas de propagación de especies de humedal, y se incluye información y análisis de los resultados de la experiencia piloto en el diseño, construcción, manejo y producción de plantas de humedal en un vivero transitorio adelantada en el Parque Ecológico Distrital de Humedal (PEDH) La Vaca.

El objetivo del protocolo es brindar información sobre los métodos de propagación de plantas hidrófilas herbáceas de humedal, conocer las actividades del manejo de un vivero transitorio y los rasgos de historia de vida de las plantas a tener en cuenta para su uso en proyectos de rehabilitación ecológica de los Parques Ecológicos Distritales de Humedal.

Este protocolo se encuentra organizado en tres partes: la primera brinda un contexto sobre los humedales, su vegetación y la importancia de la propagación de especies en condiciones de vivero en el marco de proyectos de restauración ecológica. En la segunda se presenta una revisión sobre los métodos de propagación usados en plantas de humedal y un resumen de los resultados de los ensayos de propagación sexual y vegetativa de 12 especies de plantas hidrófilas herbáceas que habitan el borde de los humedales andinos de agua dulce, presentes en el altiplano de Bogotá (conocido como Sabana de Bogotá). En la tercera se encuentra información del manejo y producción de plantas de humedal en viveros transitorios, además se incluyen las características de un vivero transitorio construido en el PEDH La Vaca en el año 2011.

*Los autores*

Humedal Santa María del Lago



# Introducción

Los humedales de la ciudad de Bogotá se han convertido en un referente cada vez más importante del proceso de recuperación de la relación ciudad-naturaleza y de la construcción de un nuevo modelo de ciudad en donde prime el respeto por la naturaleza. A pesar de su estado de degradación, reducción de sus áreas y fragmentación como consecuencia de las presiones históricas y tensionantes propios de la expansión urbana, los humedales aún proporcionan importantes bienes y servicios que benefician a la ciudad, y cuyo manejo y conservación es cada vez más importante desde el punto de vista regional y local. Un ejemplo de ello es el importante papel que pueden tener bajo las condiciones actuales de cambio climático en la mitigación y adaptación a eventos extremos de precipitación, como reguladores y almacenadores de flujos hídricos; además de su importante papel como parques ecológicos para la recreación, educación, investigación y en general en el mejoramiento de la calidad de vida de todos los habitantes de Bogotá.

La importancia mundial de los humedales se basa principalmente en cuatro grandes funciones ecológicas: 1. Su enorme riqueza biológica; 2. La mejora de la calidad del agua; 3. La reducción de las inundaciones; y 4. La gestión del carbono. El problema para el manejo de los humedales de Bogotá radica en cómo conservar estas funciones en condiciones de degradación en un medio urbano; esto indudablemente requiere de una política clara de manejo que se base en el impulso de investigaciones aplicadas a la conservación y restauración ecológica.

Las investigaciones que se presentan en este protocolo hacen énfasis en la restauración de la biodiversidad como estrategia para la rehabilitación ecológica de las comunidades de plantas capaces de mantener funciones ecológicas; considerando que uno de los problemas que tienen actualmente los humedales es que su flora original ha sido reemplazada por una gran cantidad de plantas invasoras, procesos favorecidos por la alteración continua de estos ecosistemas, que impiden la regeneración natural, y en consecuencia hacen necesario emprender acciones de restauración ecológica. El primer paso en este sentido es el conocimiento de las plantas y comunidades originales de humedal y el estudio de la propagación de estas especies para reemplazar y controlar las plantas invasoras. Muy poco conocimiento se tiene sobre la biología y ecología de las especies de plantas herbáceas típicas de humedal, y mucho menos sobre cómo restaurar comunidades y su relación con funciones ambientales como la calidad del agua; es decir, el papel de la biodiversidad en el funcionamiento del ecosistema.

Sin embargo, en la restauración ecológica es fundamental iniciar con la recuperación del régimen hidrológico y la descontaminación de las aguas, factores determinantes para el éxito del establecimiento de la flora típica de los humedales y el control de las plantas invasoras. Muchas de estas plantas crecen aceleradamente en aguas contaminadas por el exceso de nutrientes que contienen e influencian los bordes del humedal, formándose un hábitat muy susceptible a la formación de parches de especies invasoras.

Este libro es uno de los resultados de investigación del *Convenio Especial de Cooperación en Ciencia y Tecnología celebrado entre la Secretaría Distrital de Ambiente y la Universidad Nacional de Colombia N° 011 de 2010*, en el cual se presentan ejemplos de una estrategia de investigación hacia la propagación de especies herbáceas típicas de humedales y su manejo en condiciones de vivero.

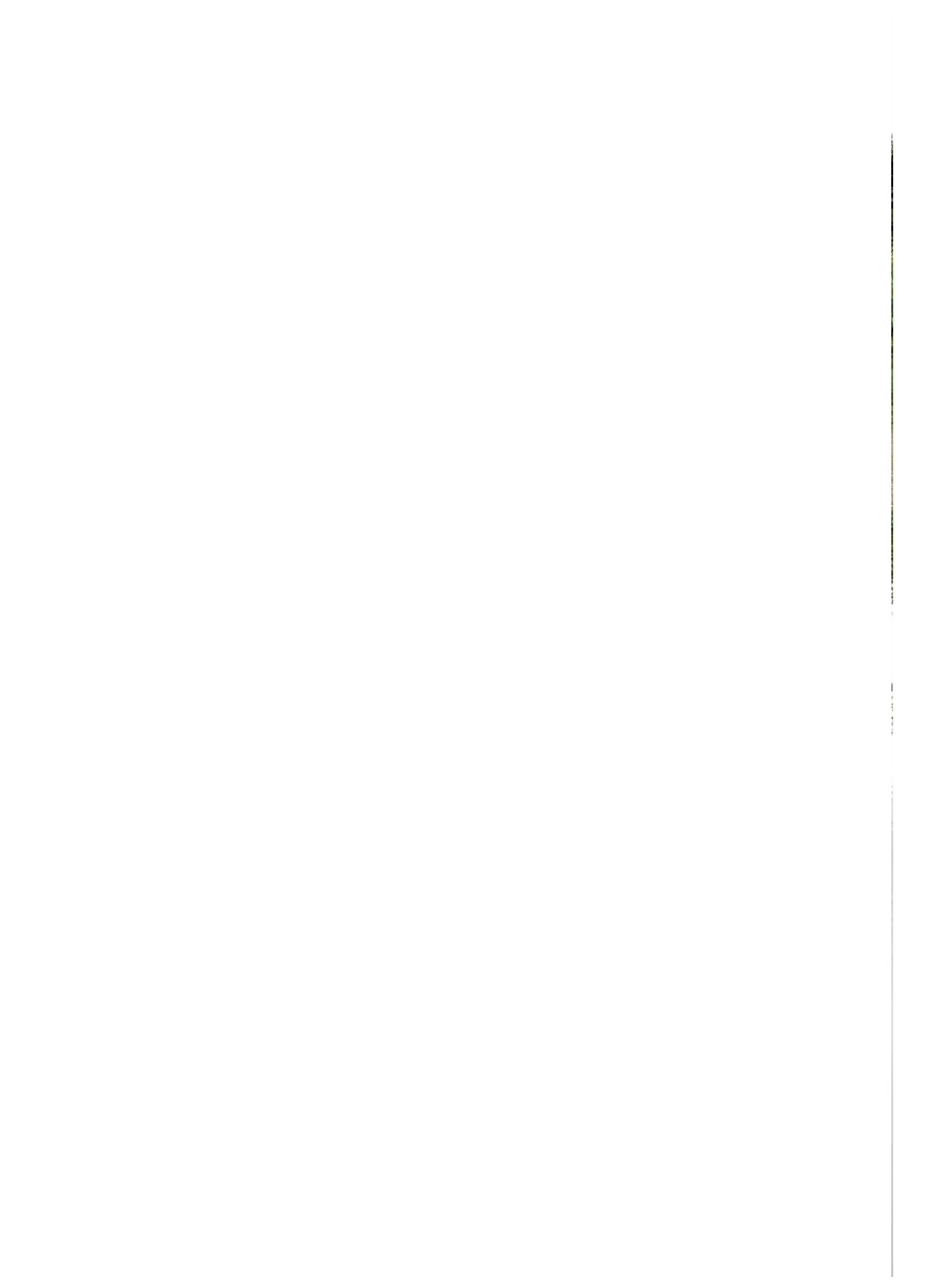
El protocolo hace parte de una estrategia integral tendiente hacia la investigación de las especies invasoras, la propagación de especies nativas y su utilización en proyectos de restauración ecológica. Adicionalmente, hace énfasis en las características o consideraciones generales que debe tener un vivero para la propagación de especies de cobertura de humedales; y es a la vez una herramienta clave para orientar la realización de experimentos que permitan establecer los métodos prácticos y útiles en la producción de coberturas representativas y especialmente nativas de los humedales. Esperamos que los resultados presentados en este documento incentiven la investigación de las plantas nativas de humedal y la restauración de la biodiversidad de los humedales altoandinos en general, y en particular los humedales urbanos de Bogotá.

# Contenido

<b>Primera parte:</b> consideraciones generales sobre los humedales, la vegetación, la propagación de especies y su restauración ecológica	18
<b>Humedales</b>	18
<b>La vegetación de los humedales</b>	19
<b>Especies invasoras y restauración ecológica en los humedales</b>	25
<b>Selección de especies para la propagación</b>	26
Rasgos de historia de vida importantes en la restauración ecológica	26
Distribución en los humedales o hábitat	28
Origen y distribución en el mundo	28
El estado de conservación de las especies	30
El valor ecológico de las especies	30
<b>Propagación del material vegetal para restablecer la vegetación de los PEDH</b>	30
<b>Segunda parte:</b> métodos de propagación	34
<b>Planeación, colecta y propagación</b>	34
Fase de investigación exploratoria	35
Fase de campo	36
Fase de propagación	38
<b>La propagación sexual</b>	40
Características de las semillas	40
Recolección de frutos y semillas	41
Obtención y separación de semillas	45
Manejo post-cosecha de semillas	46
Germinación de la semilla	46
Viabilidad de las semillas	49
Siembra de las semillas	49

Expresión de bancos de semillas de los humedales	52
<b>Propagación asexual</b>	54
Estructuras vegetativas clonales	55
Formas de crecimiento en plantas con rizomas y estolones	60
Recomendaciones para la propagación vegetativa	61
Propagación vegetativa en plantas de humedal	62
<b>Tercera parte: estudio de caso</b>	68
<b>Ensayos de propagación vegetativa y por semilla de plantas herbáceas de la zona de borde, presentes en los humedales del altiplano de Bogotá</b>	68
Área de estudio y colección de especies	68
Métodología	71
Análisis de datos	77
Resultados: fichas técnicas por especies	77
<i>Cotula coronopifolia L.</i>	79
<i>Cyperus bipartitus</i> Torr.	83
<i>Cyperus rufus</i> Kunth	87
<i>Eleocharis dombeyana</i> Kunth.	91
<i>Eleocharis montana</i> (Kunth)	95
<i>Eleocharis palustris</i> (L.) Roem. & Schult.	99
<i>Juncus effusus</i> L.	103
<i>Juncus microcephalus</i> Kunth	108
<i>Juncus ramboi</i> Barros subsp. <i>colombianus</i> Balslev	112
<i>Juncus tenuis</i> Wild.	116
<i>Kyllinga brevifolia</i> Rottb	120
<i>Ludwigia peruviana</i> (L.)	124
Recomendaciones generales	127
<b>Cuarta parte: vivero para la propagación de plantas de humedal</b>	130
<b>Objetivos del vivero</b>	130
<b>Características de los viveros</b>	131
<b>Ubicación del vivero</b>	131
<b>Diseño del vivero</b>	133

Áreas del vivero	134
<b>Equipamiento del vivero</b>	137
<b>Planificación de la producción</b>	138
<b>Producción de plantas</b>	138
<b>Condiciones sanitarias y manejo de plagas</b>	140
<b>Condiciones abióticas</b>	141
<b>Sustratos</b>	141
Preparación y tipos de sustratos	142
Esterilización del sustrato	144
<b>Riego</b>	145
<b>Fertilización</b>	147
<b>Control de malezas</b>	149
<b>Trasplante de material propagado</b>	150
<b>Requerimientos en las etapas de desarrollo</b>	151
Etapa de establecimiento	151
Fase de crecimiento	152
Fase de endurecimiento	152
<b>Vivero transitorio del Parque Ecológico Distrital de Humedal (PEDH) La Vaca</b>	153
Diseño del vivero transitorio del PEDH La Vaca	154
Áreas de vivero transitorio del PEDH La Vaca	156
<b>Recomendaciones</b>	159
<b>Glosario</b>	162
<b>Bibliografía</b>	168
<b>Anexos</b>	180





Primera parte



## **Primera parte:** consideraciones generales sobre los humedales, la vegetación, la propagación de especies y su restauración ecológica

### **Humedales**

Según las convención Ramsar de 1971, los humedales son “extensiones de marismas, pantanos y turberas, o superficies cubiertas de aguas, sean estas 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 de seis metros” (Convención de Ramsar 2006).

La clasificación de los humedales propuesta en esta convención incluye 42 clases, divididas en humedales marinos y costeros, continentales y artificiales; que pueden estar conformados por agua dulce o agua salada (Convención de Ramsar 2006). Los humedales del altiplano de Bogotá corresponden a humedales continentales de agua dulce.

Los humedales de Bogotá D.C. hacen parte del Sistema de Áreas Protegidas del Distrito (Decreto Distrital 190 de 2004, Plan de Ordenamiento Territorial), y se catalogan como “un área de alto valor escénico y/o biológico que, por ello, tanto como por sus condiciones de localización y accesibilidad, se destina a la preservación, restauración y aprovechamiento sostenible de sus elementos biofísicos para la educación ambiental y recreación pasiva” (Artículo 94); además se identifican como Parques Ecológicos Distritales de Humedal -PEDH (Artículo 95). Actualmente se han declarado 14 PEDH: Tibanica, La Vaca, El Burro, Techo, Capellanía o La Cofradía, Meandro del Say, Santa María del Lago, Córdoba y Niza, Jaboque, Juan Amarillo o Tibabuyes, La Conejera, Torca y Guaymaral (Artículo 95 del Decreto Distrital 190 de 2004) y El Salitre (Artículo 1 del Acuerdo Distrital 487 de 2011).

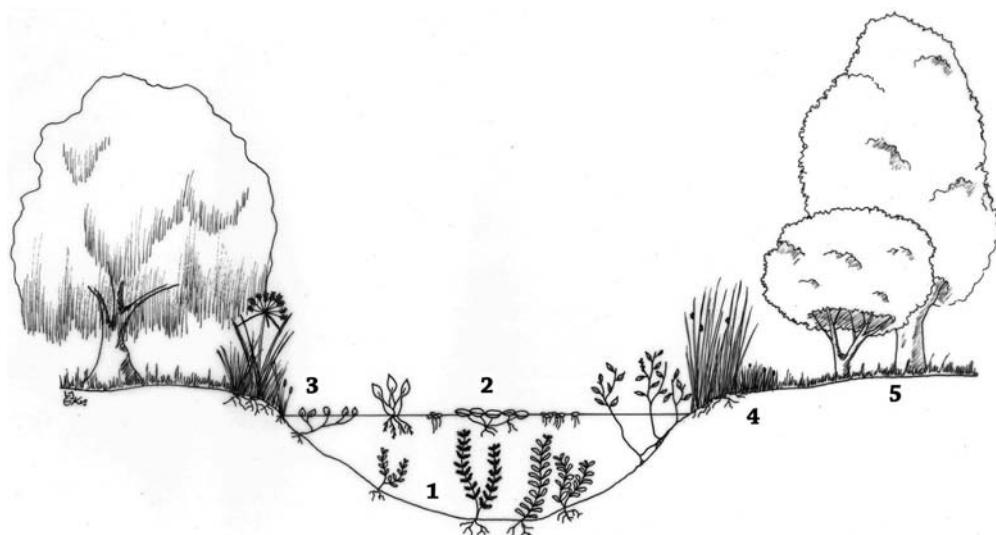
Para la zonificación de cada PEDH se tiene en cuenta sus condiciones naturales y socioeconómicas, los criterios biofísicos, ecológicos, culturales y las situaciones

particulares que se presentan para cada área. En el Decreto Distrital 062 de 2006, se proponen las siguientes zonas:

- Cuerpo de agua y zonas litorales
- Ronda hidráulica
- Zona de manejo y preservación ambiental estricta
- Zona para la recuperación ambiental de la cobertura vegetal o la recuperación de suelos y/o para la recuperación hidrogeomorfológica

## La vegetación de los humedales

Las especies de humedal se distribuyen según un gradiente zonal, en respuesta a las condiciones ambientales como la profundidad del agua (Cronk & Fennessy 2001), formando franjas paralelas al litoral, que van desde el centro del agua hasta la orilla (Ávila 2006).



**Figura 1.** Grupos de plantas presentes en los humedales actuales del altiplano de Bogotá. Plantas acuáticas presentes en los humedales: (1) plantas sumergidas, (2) plantas flotantes, (3) plantas con hojas flotantes, (4) plantas emergentes y (5) plantas terrestres.

De acuerdo con la vegetación actual de los humedales del altiplano de Bogotá y la clasificación de las plantas de los humedales propuesta por Cronk & Fennessy (2001) (Figura 1), se establecieron los siguientes grupos:

### **Plantas sumergidas**

El ciclo de vida de estas plantas ocurre bajo la superficie acuática, por lo que sus tejidos fotosintéticos se encuentran normalmente bajo el agua; estas pueden estar enraizadas en el sustrato o flotar libremente en la columna de agua. Ejemplos de familias que presentan estas plantas son: Callitrichaceae, Ceratophyllaceae, Haloragaceae, Potamogetonaceae y Lentibulariaceae.

### **Plantas flotantes**

Las hojas y tallos de estas plantas flotan sobre la superficie acuática; si presentan raíces, éstas están libres en el agua. Una de las familias más representativas es Lemnaceae, que presenta los siguientes géneros: *Lemna* (ej. lenteja de agua), *Spirodela*, *Wolffiella* y *Wolffia*. En esta categoría se incluye a la planta invasora *Eichhornia crassipes* (buchón de agua)(Figura 2).



**Figura 2.** Plantas flotantes de: A. *Lemna* sp. en el PEDH La Conejera. B. *Eichhornia crassipes* (buchón de agua) en el PEDH Juan Amarillo



**Figura 3.** Hojas de *Marsilea* sp. flotando en la superficie del agua, PEDH El Burro y El Salitre.

### **Plantas con hojas flotantes**

Las hojas de estas especies flotan sobre la superficie del agua, pero sus raíces están ancladas al sustrato. Algunas especies adicionalmente generan hojas sumergidas (*Ranunculus flabellaris*) o emergentes (*Nymphaea alba*) (Figura 3).

### **Plantas emergentes**

Estas tienen las raíces en el suelo por debajo de la columna de agua; mientras que sus tallos, hojas (órganos fotosintéticos) y órganos reproductivos son aéreos. Las plantas emergentes más comunes pertenecen a las siguientes familias: Poaceae (pastos), Cyperaceae (cortaderas), Juncaceae (juncos) y Thypaceae (enea) (Figura 4).



**Figura 4.** Plantas emergentes en el borde de A. PEDH La Vaca, especies de Asteraceae *Bidens laevis* (botoncillo amarillo), Juncaceae *Juncus effusus* (juncos) y Cyperaceae *Eleocharis* sp. (pasto aguja); B. PEDH Juan Amarillo, especies de *Bidens laevis* (botoncillo amarillo) y Typhaceae *Typha* sp. (enea).

### **Plantas terrestres**

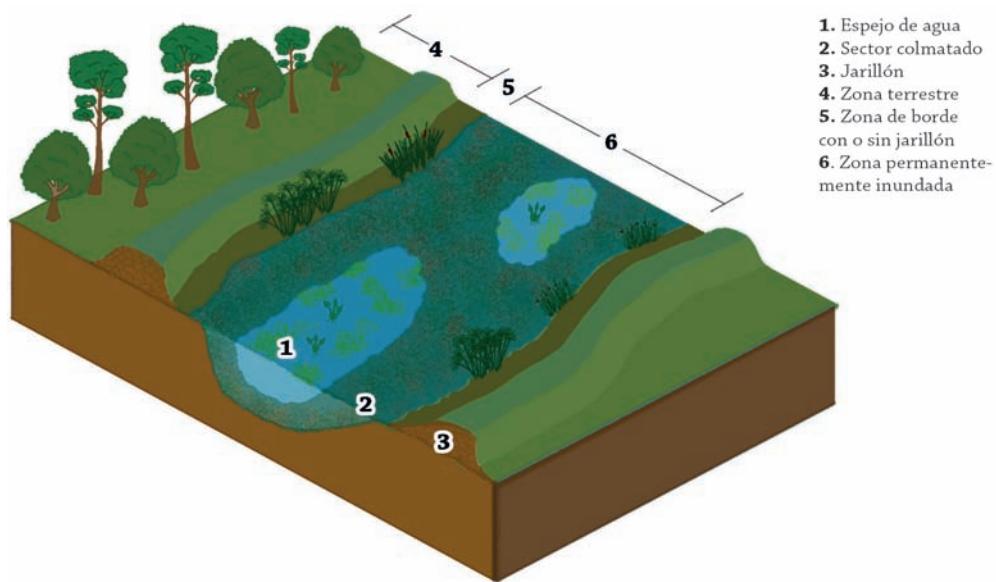
En la actualidad los PEDH presentan una vegetación leñosa arbórea desde el borde del humedal, como resultado de la transformación histórica del ecosistema (van der Hammen *et al.* 2008). Desde la expansión de Bogotá hacia el occidente, se han realizado siembras de especies exóticas como *Eucalyptus* sp., (Palacios 2008) y recientemente de árboles y arbustos nativos como: *Alnus acuminata* (aliso), *Baccharis floribunda* (chilco), *Vallea stipularis* (raque), *Myrcianthes leucoxyla* (arrayán) y *Rubus bogotensis* (mora), a partir de las recomendaciones propuestas de revegetalización de los humedales de Bogotá (CIC & EAAB 2000), teniendo como referencia los registros de presencia de dicha vegetación alrededor de estos ecosistemas. Adicionalmente también se encuentran hierbas y enredaderas (Figura 5).

Por su parte, teniendo en cuenta la zonificación generada por las fluctuaciones en el nivel de agua, se identificaron las siguientes zonas en los PEDH: 1) zona terrestre que no permanece inundada, y que puede estar conformada por escombros, suelo o recebo. En algunos PEDH presentan jarillones cercanos al cuerpo de agua, como Juan Amarillo (tercio medio y alto), Jaboque, Meandro del Say y La Conejera; 2) zona de borde que está periódicamente inundada durante el año. Conforma la zona de transición entre la zona terrestre y la zona permanentemente inundada; 3) zona permanentemente inundada, que presenta sectores colmatados por sedimentos y espejos de agua (Figuras 6 y 7).

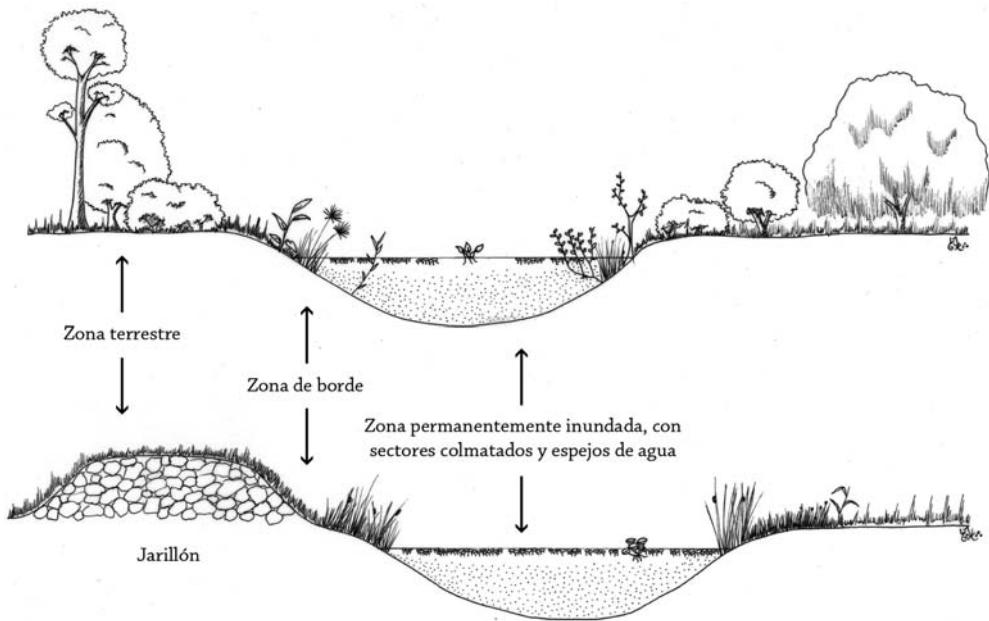


**Figura 5.** Hierbas, árboles y arbustos presentes en los PEDH como resultado del manejo previo dado a estos humedales. A. Se observa que el pasto invasor *Pennisetum clandestinum* (kikuyo) y *Tropaeolum majus* (capuchina) son hierbas predominantes en un sector del PEDH La Conejera. B. En otros sectores del PEDH La Conejera en donde la cobertura arbórea sembrada es densa, las hierbas están ausentes. C. Franja de cobertura arbórea cercana al borde, con especies exóticas como: *Sambucus nigra* (sauco) y *Eucalyptus* sp presentes en el PEDH Córdoba. D. Siembras de especies de subpáramo y de bosque andino en humedales, *Duranta mutisii* (espino) y *Oreopanax* sp. (mano de oso) en el PEDH Juan Amarillo.

Debido a las adaptaciones que han desarrollado las plantas de humedal, éstas solo se presentan en ciertas zonas. Las plantas flotantes y sumergidas se encuentran en las zonas inundadas; las plantas emergentes se encuentran en las zonas de borde y los sectores colmatados; y la mayoría de plantas terrestres ocupan la zona terrestre aunque algunas pueden encontrarse en la zonas de borde (Figura 8), ya sea porque han invadido o las han sembrado.



**Figura 6.** Zonificación de los humedales del altiplano de Bogotá de acuerdo con el grado de inundación: zona terrestre, zona de borde periódicamente inundada y zona permanentemente inundada.

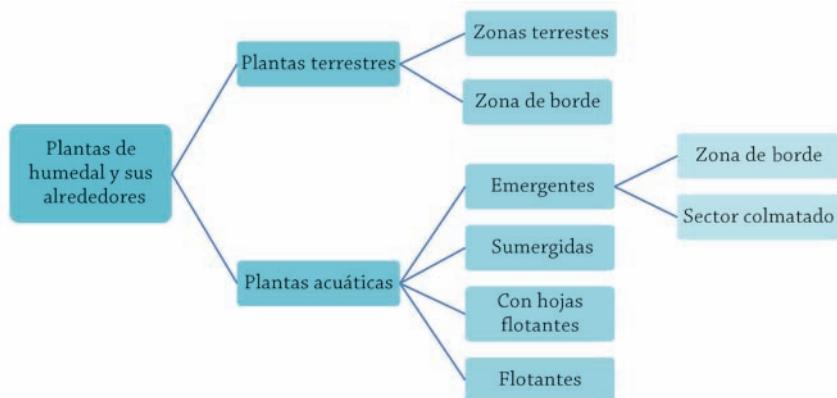


**Figura 7.** Perfil de la vegetación de los humedales del altiplano de Bogotá. Se observa la construcción de jarillones en la zona terrestre.



**Figura 8.** Distribución de la vegetación de humedales en relación con la presencia o ausencia de inundación en el PEDH La Conejera: la vegetación terrestre (1 y 2) se ubica en la zona terrestre y la zona de borde, las plantas predominantes son: el árbol *Salix humboldtiana* (sauce) y la hierba sínvasora *Pennisetum clandestinum* (kikuyo); en la vegetación acuática (3 y 4) se establece en el espejo de agua, predomina la planta flotante invasora *Eichhornia crassipes* (buchón) y la planta emergente *Bidens laevis* (botoncillo amarillo). Finalmente existe un espejo de agua, sobre el que avanza la invasión de *Eichhornia crassipes*.

Teniendo en cuenta los distintos tipos de vegetación y la zonificación, se estableció una clasificación general de la vegetación encontrada en los PEDH y el altiplano de Bogotá (Figura 9).



**Figura 9.** Diagrama resumen de la clasificación de la vegetación actual de los PEDH y el altiplano de Bogotá.

## Especies invasoras y restauración ecológica en los humedales

En los humedales del altiplano de Bogotá también se encuentran especies invasoras distribuidas desde las zonas terrestres hasta las acuáticas (Figura 10), algunas de las cuales ya han iniciado procesos de invasión (Díaz-Espinosa *et al.* 2012); el establecimiento de algunas especies exóticas está favorecido por las condiciones ambientales del humedal. Se recomienda modificar esas condiciones ambientales, controlar las plantas invasoras y reemplazarlas por una vegetación nativa adecuada (Zentner 2001).



**Figura 10.** Áreas invadidas por especies invasoras de los humedales: *Pennisetum clandestinum* (kikuyo), *Acacia* spp. (acacias) y *Rubus* spp. plantas nativas colonizadoras agresivas y potencialmente invasoras en el PEDH Juan Amarillo.



**Figura 11.** Relación entre la propagación de especies y la restauración ecológica.

Para llevar a cabo los programas de restauración ecológica en humedales, en donde se busca reemplazar la vegetación invasora, es indispensable: conocer la oferta regional de especies de humedal, seleccionar las especies representativas de la

diversidad regional de los ecosistemas de humedal y propagar las plantas en condiciones de vivero con el fin de obtener suficiente material vegetal (Figura 11) (véase las secciones de este capítulo: selección de especies y propagación en vivero para la restauración ecológica).

## Selección de especies para la propagación

La selección de especies se realiza a partir de la oferta regional presente en el altiplano de Bogotá, teniendo en cuenta los siguientes criterios (Figura 12):



**Figura 12.** Criterios de selección de especies en la restauración ecológica de humedales

### Rasgos de historia de vida importantes en la restauración ecológica

Los Rasgos de Historia de Vida (RHV) son: “características morfológicas, fisiológicas y/o fenológicas medibles a nivel individual, desde el nivel celular hasta el de un organismo, que influyen en su crecimiento, reproducción y supervivencia y/o en los efectos de dicho organismo en el ecosistema” (referencias en Cassanoves *et al.* 2011).

Los RHV evidencian las estrategias que presentan las plantas para adaptarse a las condiciones físicas y químicas de los humedales, como: la deficiencia de oxígeno en el suelo y la fluctuación del nivel del agua (Cronk & Fennessy 2001), y favorecen el establecimiento de las plantas en sectores con diferentes niveles de inundación.

Van der Valk (1981) propuso un modelo cuantitativo de la sucesión de un humedal de agua dulce basado en las características de los RHV de las especies. Este autor considera que el establecimiento de las especies depende del ambiente físico, el cual se comporta como un tamiz variable que alterna entre dos estados: inundado y no inundado. Con el análisis de tres rasgos: duración de vida, longevidad del pro-

págulo y requerimientos de establecimiento del propágulo (Tabla 1) se pueden caracterizar las especies de humedal. Adicionalmente, van der Valk (1981) menciona que la mayoría de esta información se obtiene del banco de semillas; sin embargo, el estado del rasgo de duración del ciclo de vida puede definirse a partir de las descripciones taxonómicas o las observaciones morfológicas en campo.

Rasgo	Estado del rasgo
Duración del ciclo de vida	(A) Anuales: ciclo de vida de un año
	(P) Perianuales: ciclo de vida de varios años
	(V) Perianuales con reproducción vegetativa: ciclo de vida indefinido.
Longevidad y disponibilidad de propágulos	(S) Propágulos de larga vida presentes en bancos de semillas. Se establecen cuando ocurran condiciones adecuadas
	(D) Propágulos de corta vida, dependientes de la dispersión. Se establecen sólo cuando las condiciones ambientales son adecuadas
Requerimientos para el establecimiento de propágulos	(I) Establecimiento en zonas no inundadas
	(II) Establecimiento en zonas inundadas

**Tabla 1.** Estados de los rasgos de historia de vida propuestos por van der Valk (1981) para el modelo de tamiz ambiental

Al combinar los posibles estados de los rasgos se obtienen 12 tipos de historias de vida: AS-I, AS-II, AD-I, AD-II, PS-I, PS-II, PD-I, PD-II, VS-I, VS-II, VD-I y VD-II. Para cada tipo se puede predecir el estado futuro (presencia solo en forma de propágulos, en bancos de semillas, como plantas adultas o ausencia), como resultado de un cambio en las condiciones ambientales; por ejemplo, si una zona del humedal se inunda, solo se van a establecer las especies que tienen los RHV característicos para esa condición y las otras especies serán eliminadas (van der Valk 1981). En general, la mayoría de plantas acuáticas son perianuales y tienen reproducción vegetativa; además, generalmente algunos tipos de vegetación acuática, como plantas emergentes, flotantes, de hojas flotantes y sumergidas, presentan determinados estados de los rasgos de historia de vida propuestos por van der Valk (1981) (Tabla 2).

En la restauración ecológica el modelo del tamiz ambiental puede ser útil para identificar grupos de especies de humedal que pueden ser introducidas teniendo en cuenta las condiciones ambientales del humedal por restaurar (Cronk & Fennessy 2001), favoreciendo el establecimiento y la permanencia de las especies en el tiempo; además, contribuye a la identificación del periodo y la zona adecuada para sembrar los diferentes tipos de plantas, teniendo en cuenta los cambios del nivel del agua durante el año. El conocimiento de los requerimientos para el establecimiento de los propágulos favorece la propagación de las plantas en vivero.

Tipo de vegetación	Estado en el rasgo asociado
Plantas sumergidas, plantas flotantes y plantas de hojas flotantes	<b>Propágulos</b> , de larga vida, presentes en bancos de semillas. Las zonas inundadas favorecen el establecimiento de los propágulos
Plantas emergentes	Las zonas no inundadas y las áreas abiertas (libres de vegetación) favorecen el establecimiento de los <b>propágulos</b>

**Tabla 2.** Tipos de vegetación de humedal, rasgos y sus respectivos estados (van der Valk 1981).

Sin embargo, cuando el objetivo es reemplazar coberturas exóticas por coberturas nativas, las especies para introducir deben establecerse, colonizar los hábitats y competir con las especies invasoras; es necesario adicionar las siguientes características:

- Colonización horizontal, a partir de estructuras vegetativas como rizomas y estolones.
- Plantas con adaptaciones para crecer y desarrollarse en las zonas inundadas o zonas no inundadas, existentes en las zonas de siembras.
- Formación de parches o núcleos continuos de vegetación.
- Rápido crecimiento.
- Alta producción de propágulos.
- Alto porcentaje de germinación de las semillas o alto porcentaje de rebrote de propágulos vegetativos.
- Alta supervivencia de las plántulas o rebrotos.

### Distribución en los humedales o hábitat

La zonación de las especies de plantas de humedal ocurre con base en variaciones de las condiciones ambientales (Cronk & Fennessy 2001), y se relaciona con un tipo de vegetación. Para el caso de los humedales del altiplano de Bogotá, Schmidt-Mumm (1998) realizó un estudio detallado de las formaciones vegetales de este ecosistema y las especies presentes en cada formación, con información importante para identificar en qué zona se establecen algunas especies de los humedales. En los PEDH se presenta: una zona terrestre, asociada a plantas terrestres; una zona de borde, asociada a plantas emergentes y plantas terrestres adaptadas al borde; y un cuerpo de agua, asociado a plantas flotantes y sumergidas (Figuras 7 y 9).

### Origen y distribución en el mundo

Una estrategia usada en restauración ecológica es la reintroducción dirigida de especies nativas en zonas degradadas (SER 2004), dado que presentan las siguientes ventajas ecológicas: preservan la integridad genética, conservan la diversidad local, son compatibles con otras especies nativas y proveen hábitats para plantas y animales nativos (Petersen *et al.* 2004, Tinsley *et al.* 2006).

Este criterio es muy importante cuando se busca reemplazar a las especies exóticas, pues: “plantar algunas especies nativas puede limitar su establecimiento; la introducción inicial de ensambles de especies nativas puede reducir el establecimiento

de especies invasoras y mientras mayor sea la riqueza de especies más fuerte será la exclusión de las especies invasoras.” (Lindig-Cisneros & Zedler 2005).

La clasificación de una especie como nativa de una región no es fácil, porque las especies son dispersadas naturalmente y su distribución cambia en el tiempo (Cronk & Fennessy 2001); resultado de la introducción voluntaria o involuntaria y la frecuencia e intensidad de los disturbios naturales y antrópicos.

Para explicar el amplio rango de distribución de las plantas acuáticas, se ha propuesto como mayor vector de dispersión a las aves migratorias, ya que ellas se desplazan repetidamente entre diferentes cuerpos de agua y en varias escalas espaciales; por eso es muy probable que un propágulo transportado por estas aves sea dispersado a un hábitat adecuado (referencias en Brochet *et al.* 2010). Y aunque los humedales de Bogotá son albergue de muchas aves migratorias que recorren el continente (Rosselli 2011), a la fecha no se han realizado estudios específicos que evidencien el efecto de estos mecanismos de dispersión en la distribución de vegetación de los humedales del altiplano de Bogotá.

Sin embargo, en la composición vegetal de los humedales del altiplano, Schmidt-Mumm (1998) encontró que aproximadamente 2/3 partes de los géneros de la vegetación presentan una distribución geográfica muy amplia, y solamente un 9% de los mismos llega a ser elemento neotropical o restringido a nuestro continente.

De esta manera, para catalogar una especie como nativa, se debe tener en cuenta la información sobre su origen, distribución y el ecosistema en que se encuentra naturalmente. Para el caso de los PEDH, la flora se ubicaría en 3 categorías: nativa de amplio rango, nativa de rango restringido y endémico del altiplano de Bogotá (Figura 13).



**Figura 13.** Clasificación de vegetación nativa para los humedales del altiplano de Bogotá.

Algunos ejemplos de especies endémicas con distribución restringida a Colombia o al altiplano de Bogotá son: *Chara braunii* f. *colombiana* (alga), *Fontinalis bogotensis* (musgo); hierbas: *Senecio carbonellii*, *Juncus ramboi* subsp. *colombianus* y *muhlenbergia cleefi* (Schmidt-Mumm 1998).

### **El estado de conservación de las especies**

Hace referencia al grado de amenaza de la especie según la categoría de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN 2001); bajo este criterio se pueden seleccionar las especies en peligro crítico (CR), en peligro (EN) o vulnerables (VU). Entre las especies en peligro presentes en los humedales del altiplano de Bogotá, se encuentran: *Gratiola bogotensis*, *Senecio carbonellii* y *Myriophyllum aquaticum* (CIC & EEAB 2000).

### **El valor ecológico de las especies**

Algunos autores lo asocian con la capacidad de una especie de proveer recursos alimenticios o hábitats a los animales (Gaitán 2008) (Figura 11); en cambio, otros lo relacionan con especies pioneras y especies claves (Gold *et al.* 2004). También se pueden incluir plantas que brinden recursos para la formación de nidos o madrigueras, e incluso plantas que favorezcan la descontaminación de las aguas, por ejemplo plantas que retengan metales pesados.

Este criterio es importante cuando el objetivo del proyecto de restauración es crear hábitat para especies animales, en cuyo caso la selección de la flora dependerá de las necesidades de los animales que se desean introducir o atraer hacia el nuevo hábitat (Lindig-Cisneros & Zedler 2005).

## **Propagación del material vegetal para restablecer la vegetación de los PEDH**

La restauración de los humedales ha cobrado fuerza en casi todo el mundo, debido a los servicios ambientales que ofrecen, tales como: proveer hábitat para la vida silvestre, tanto endémica como migratoria (Ávila 2006); el control de inundaciones; la recarga de acuíferos; y el mejoramiento de la calidad de agua (Cronk & Fennessy 2001).

La meta de la restauración de un humedal es lograr la misma composición de especies y función del humedal original o de referencia. Sin embargo, lograr esta meta depende del estado de degradación del lugar, pues la restauración, en sentido es-

tricto, es posible solo en lugares con poca degradación (Lindig-Cisneros & Zedler 2005). En el caso de los humedales urbanos, ecosistemas fuertemente degradados y fragmentados, no es posible cumplir con las metas de restauración; en cambio deben proponerse alcances más realistas para la rehabilitación del lugar, con acciones que disminuyan los factores tensionantes.

Dentro de los factores que se pueden manejar en humedales que se puedan restaurar están: el régimen hidrológico, la microtopografía del sustrato y la vegetación. De estos, el régimen hidrológico es el factor más importante, pues su alteración afecta directa e indirectamente la biota (Lindig-Cisneros & Zedler 2005); además, es una de las variables que determina la composición, distribución y diversidad de las plantas de humedal (Cronk & Fennessy 2001).

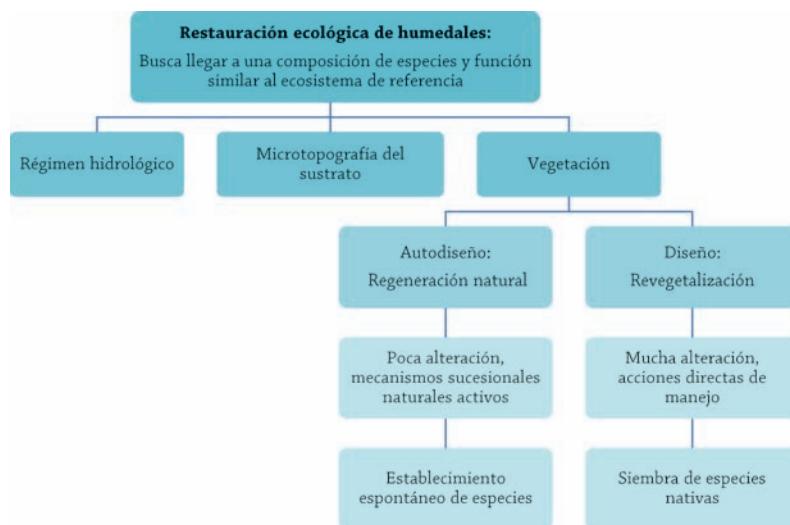
Inicialmente, se busca recuperar el régimen hidrológico y mejorar la calidad del agua. En algunos casos se requieren ejecutar acciones a lo largo de la cuenca en la que se encuentra el humedal (Lindig-Cisneros & Zedler 2005); también se puede restaurar el régimen de inundaciones naturales, el flujo del agua y mejorar los procesos de sedimentación (referencias en Cronk & Fennessy 2001). Posteriormente, se considera la microtopografía del sustrato, en donde se busca crear micrositios adecuados para el establecimiento de las especies del humedal (Lindig-Cisneros & Zedler 2005).

Luego de mejorar las condiciones físicas del humedal, se considera el establecimiento de la vegetación (Zentner 2001). En la restauración ecológica se proponen dos estrategias para este fin: el autodiseño (regeneración natural) y el diseño (revegetación) (Figura 14). En el autodiseño, el ecosistema aún tiene activos los mecanismos de regeneración para empezar los procesos sucesionales naturales, entonces las plantas se establecen de manera espontánea por medio de la dispersión de semillas, rizomas o esporas, o la expresión de sus bancos de semilla; y en donde la supervivencia de los propágulos depende de las condiciones del sitio (Lindig-Cisneros & Zedler 2005). En el diseño, el nivel de alteración hace necesario que el hombre realice acciones directas de manejo, como la introducción de especies nativas. También, se efectúan acciones que aseguran la permanencia de las especies sembradas, como el riego y el control de especies invasoras; este método busca a largo plazo restablecer los procesos de regeneración natural (Lindig-Cisneros & Zedler 2005).

Para el caso de los PEDH, es más adecuado enfocar la estrategia de diseño o re-vegetación hacia la rehabilitación ecológica, que consiste en realizar acciones de mejoramiento de un ecosistema degradado sin tener como objetivo final producir el ecosistema original (Vargas 2007). Actualmente, el grado de alteración y la presencia de especies invasoras y exóticas limitan los mecanismos de la regeneración

natural en estos ecosistemas, porque algunas de estas especies generan propágulos que se establecen rápidamente.

Un ejemplo claro se evidencia en el PEDH Jaboque, donde se han encontrado semillas viables en los bancos de semillas de plantas nativas como *Juncus microcephalus*, *Eleocharis* spp y *Cyperus rufus*; y de exóticas e invasoras como *Pennisetum clandestinum* (Ávila 2006, Montenegro *et al.* 2006). Entonces, si el banco de semillas se expresa, luego de un disturbio, las especies invasoras pueden competir, reemplazar o eliminar las especies propias del humedal (Ávila 2006, Montenegro *et al.* 2006).



**Figura 14.** Estrategias ecológicas usadas en la restauración de humedales para restablecer la vegetación de un ecosistema a restaurar. (Lindig-Cisneros & Zedler 2005).

Luego de la selección de especies, se requiere conseguir material vegetal de las especies de interés. Sin embargo, en Colombia muchas de las especies usadas o necesarias en los procesos de restauración ecológica no son producidas ni manejadas por los viveros comerciales, y dentro de los viveros especializados en la restauración no se incluyen especies propias de humedal. Entonces, construir viveros para producir plantas nativas de humedal se convierte en una necesidad prioritaria para reemplazar las coberturas exóticas que dominan los PEDH.

Para conocer las actividades y requerimientos de propagación de las especies de humedal en condiciones de vivero, se deben elaborar protocolos de propagación para plantas de humedales. En Colombia, es necesario adelantar investigaciones en este campo, pues aunque se han desarrollado numerosas y valiosas investigaciones en torno a los humedales del altiplano de Bogotá, aún no existen protocolos de propagación para plantas de los humedales.

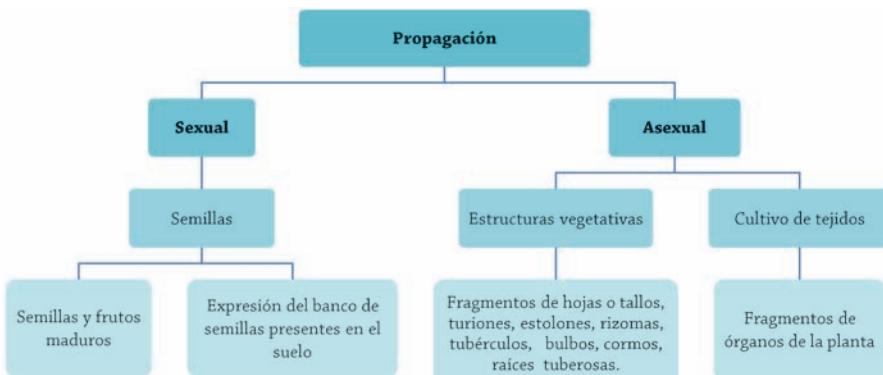


Segunda parte

## Segunda parte: métodos de propagación

Existen varios métodos para propagar plantas de humedal (Figura 15), y su utilidad varía según las características reproductivas, de desarrollo y crecimiento de las especies; además, los propágulos, las plántulas y/o retoños difieren en la tolerancia al nivel hídrico.

Cuando la producción de semillas de una especie es baja, tiene un bajo porcentaje de germinación y/o es poco usual encontrar sus plántulas. Es más favorable la propagación vegetativa, en la cual se obtienen plantas independientes a partir de una parte de la planta (Arriaga *et al.* 1994, Romanowski 2009).



**Figura 15.** Métodos de propagación útiles para obtener especies nativas en proyectos de restauración ecológica.

### Planeación, colecta y propagación

Independientemente del método de propagación por usar, inicialmente se debe realizar una planeación de la colecta del material que se va a propagar.

En este documento se ajusta la propuesta de Gold *et al.* (2004), en lo que tiene que ver con la planeación para la colecta de las semillas, en el marco de proyectos de restauración ecológica de los PEDH (el resumen general de la planeación de colecta se encuentra en las figuras 16, 17, 18).

## Fase de investigación exploratoria

Esta fase permite conocer las características históricas, geográficas y ecológicas de la región, los ecosistemas, los hábitats y las especies de interés. Parte de una revisión bibliográfica, la cual es importante para la planeación y el éxito de las salidas de campo.

Los PEDH hacen parte de los humedales de la región del altiplano cundiboyacense, que incluye varias altiplanicies, el altiplano de Bogotá, la altiplanicie de Ubaté-Chiquinquirá y la altiplanicie de Sogamoso. En esta región se deben identificar humedales que puedan servir de referencia ecosistémica, y en los cuales exista oferta de especies importantes para la propagación o reintroducción en los humedales de Bogotá (Figura 16).

### ***Paso 1. Definir los criterios de selección***

Luego de conocer las condiciones ambientales del humedal por restaurar, y teniendo en cuenta los objetivos del proyecto, se identifican los criterios de selección de especies: rasgos de historia de vida, hábitat, origen y distribución en el mundo; valor ecológico y estado de conservación (Figura 12).

### ***Paso 2. Seleccionar especies de la oferta regional***

A partir de los estudios de la flora realizados en la región, como el estudio de la vegetación palustre del altiplano de Bogotá realizado por Schmidt-Mumm (1998), se determina la oferta regional de especies y se realiza una base de datos con la información sobre la especie y los diferentes criterios de selección de la siguiente manera:

Especie: Familia, nombre científico, nombre común.

#### Criterios de selección

- Los Rasgos de Historia de Vida (RHV) en relación con la duración del ciclo de vida, longevidad y disponibilidad de propágulos; la colonización y el establecimiento de propágulos (Tabla 1); adaptaciones específicas; el crecimiento y la formación de parches; y la producción, la germinación o el rebrote y supervivencia de los propágulos.
- El origen geográfico de la especie, su distribución en el mundo y en Colombia, el rango altitudinal y los reportes de invasión.
- La clasificación de la especie: planta emergente, flotante, de hojas flotantes o sumergidas y hábitat: zona de borde, zona terrestre, espejo de agua.
- Grado de amenaza de la especie según la categoría de la UICN.
- Capacidad de la especie para proveer recursos alimenticios, hábitat o mejorar la calidad del agua.

Esta base de datos permite organizar la información y seleccionar las especies. Mucha de la información de los RHV y su rol ecosistémico no ha sido reportada

para muchas especies de humedal; la información de las especies y su distribución se pueden consultar en los especímenes de herbario y páginas en internet como [www.tropicos.org](http://www.tropicos.org).

#### **Paso 3. Realizar guías de campo de las especies de interés**

Se debe realizar una guía de campo resumida de la lista de especies de interés. Se recomienda agrupar las especies por familias o tipos de vegetación que incluya esquemas o fotografías; nombre científico y común; una descripción botánica breve de la especie resaltando caracteres “claves” de fácil observación en campo y las estructuras vegetativas reportadas para la especie; e información sobre la fenología (el período del año y la duración) de producción de frutos. Esta información facilitará la búsqueda de las especies en los humedales y la planeación de las salidas de campo.

#### **Paso 4. Ubicar las especies en los humedales**

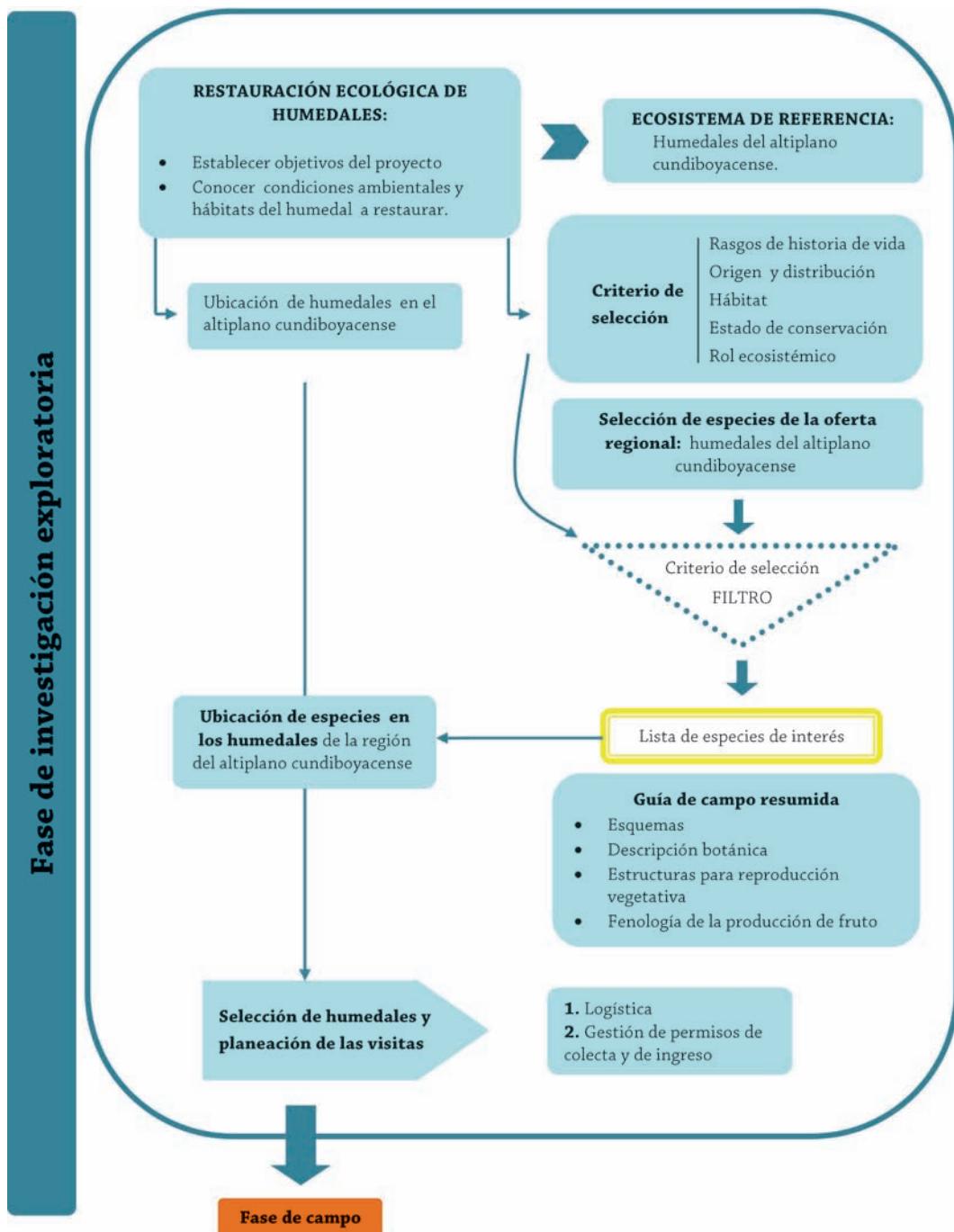
Se identifica la presencia de las especies seleccionadas en los humedales de la región del altiplano cundiboyacense, a partir de la consulta de estudios florísticos y las localidades de los especímenes de herbario.

#### **Paso 5. Seleccionar los humedales y planear las visitas (salidas de campo)**

Se seleccionan los humedales por visitar, según la presencia de especies de interés, el grado de conservación y las características ecológicas. Para la planeación de la visita se deben identificar las rutas de acceso; establecer las condiciones de seguridad para realizar muestreos en la zona; gestionar permisos de ingreso y colecta del material vegetal; adquirir los materiales o equipos necesarios; y organizar la logística de la salida de campo. Se recomienda contar con un grupo de investigadores con experiencia en identificación de plantas, preparación de ejemplares de herbario y conocimiento sobre métodos de colecta del material vegetal. Además, se deben conseguir materiales, equipos y elementos de protección contra enfermedades infecciosas, comunes en los humedales, como guantes de goma y protección contra los mosquitos (Romanowski 2009).

### **Fase de campo**

Inicialmente, las especies seleccionadas se identifican con guías de campo y claves. Luego se colecta una muestra para herbario, con el fin de realizar la determinación taxonómica (Gold *et al.* 2004); para el caso de las plantas herbáceas de humedal es importante colectar toda la planta, pues existen caracteres de la parte subterránea importantes para su identificación. Estos ejemplares deben tener su número de colección, al igual que observaciones sobre la localidad y los caracteres que se pierden durante el proceso de secado, como el color, olor y algunas texturas.

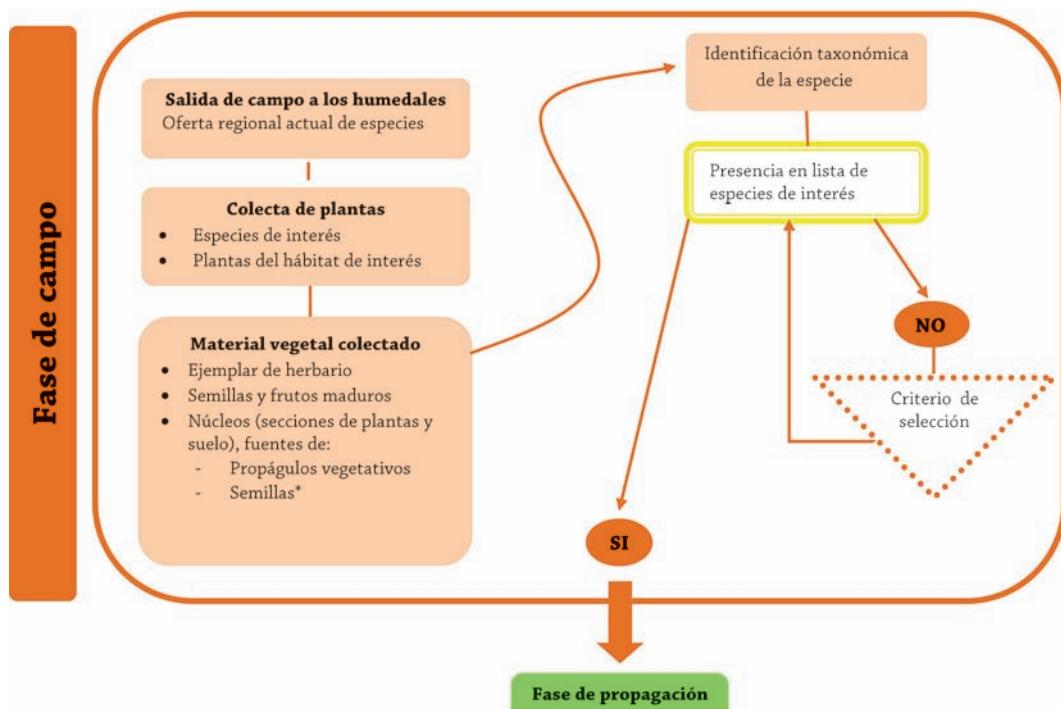


**Figura 16.** Pasos de la fase de investigación exploratoria.

Las semillas maduras, frutos maduros, núcleos (plantas con una porción de suelo) o fragmentos de plantas, se colectan y almacenan en bolsas de papel, baldes, costales o neveras de icopor. Es importante rotular los diferentes recipientes con el

nombre de la especie o morfoespecie, la fecha de colecta y el número de colección, asociado a una ficha en donde se escriben anotaciones importantes de la ubicación, el hábitat y las características de los individuos (Tabla 4).

Antes de propagar las plantas a gran escala, es indispensable conocer el nombre de la especie, para así saber si hace parte de la lista de especies de interés generada al inicio del proyecto. Cabe destacar que en la fase de campo se conoce la oferta regional actual de especies y es posible que se encuentren nuevas especies de interés. En ese caso se debe realizar una consulta de las nuevas especies para completar la información de criterios de selección en la base de datos (paso 2), y si la especie se incorpora a la lista de especies de interés, podrá ser propagada (Figura 17).



**Figura 17.** Pasos de la fase de campo. (\*) Las plantas de los núcleos pueden mantenerse y desarrollarse en el vivero produciendo frutos y semillas maduras.

## Fase de propagación

Esta fase consta de tres etapas de desarrollo (Figura 18):

### **Etapa de establecimiento**

Va desde la siembra de las semillas hasta la emergencia de las primeras hojas verdaderas, para las plantas propagadas por semilla; y la producción de raíces y vástagos para las plantas propagadas vegetativamente. Generalmente, esta etapa

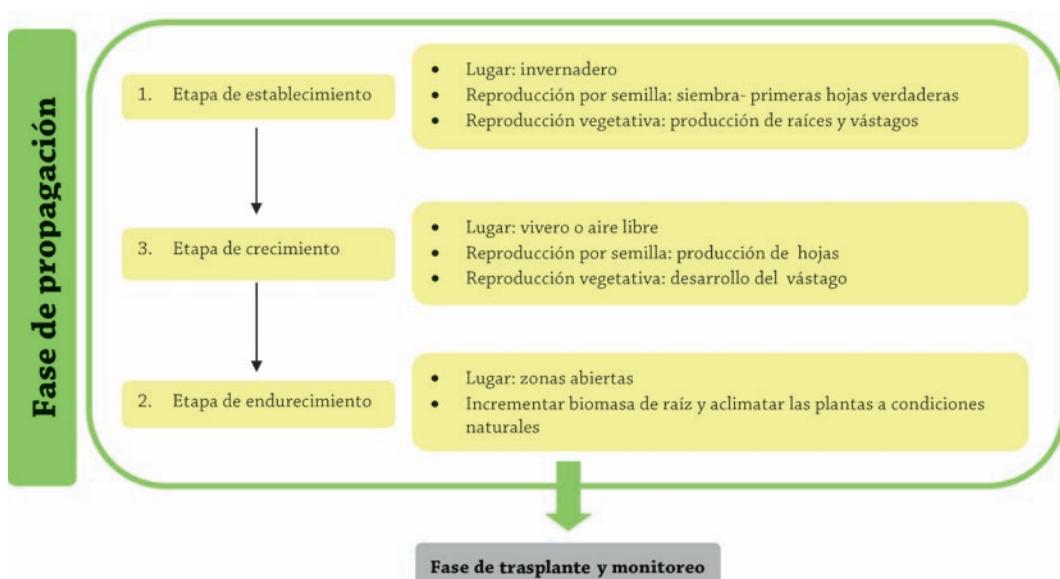
se desarrolla dentro de un invernadero (Dumroese *et al.* 2009), pues en esta zona del vivero se controlan factores ambientales como la temperatura y la humedad (Mason 2004).

#### **Etapa de crecimiento**

En esta etapa ocurre la emergencia de nuevas hojas verdaderas y se estimula el desarrollo del vástago. Ésta puede llevarse a cabo al aire libre o en zonas del vivero protegidos con polisombra. Aquí las plántulas deben trasplantarse, con el fin de que se desarrolle mejor la raíz (Dumroese *et al.* 2009).

#### **Etapa de endurecimiento**

El objetivo de esta etapa es incrementar el crecimiento de las raíces, diámetro de la raíz y la formación de raíces fibrosas. Esto se logra aclimatando las plantas a las condiciones naturales (en espacios abiertos), e induciendo períodos moderados de estrés por agua y nutrientes y la reducción del fotoperiodo. Esta etapa generalmente se lleva a cabo en áreas abiertas cerca al vivero con adecuado monitoreo y no debe exceder más de dos semanas. Luego de la aclimatación, las plantas ya están listas para ser trasplantadas (Dumroese *et al.* 2009).



**Figura 18.** Etapas de la fase de propagación.

Es indispensable llevar una bitácora diaria de las actividades que se realizan en el vivero y del desarrollo del cultivo. Esto constituye un recurso muy valioso cuando se requieren ajustar cronogramas y presupuestos, e igualmente para el desarrollo de protocolos de propagación por especie. En este registro se debe incluir las actividades diarias, las condiciones ambientales del vivero, entre otros.

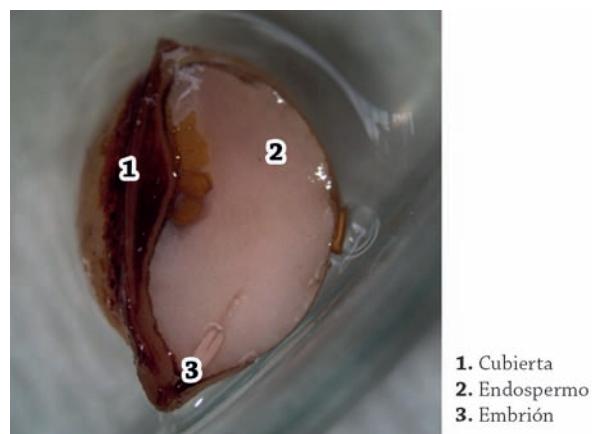
Finalmente, independiente del método de propagación, es necesario conocer los requerimientos bióticos y abióticos para el establecimiento de las plantas una vez se lleven a campo, pues en algunas especies como las del género *Carex*, propias de la vegetación de los humedales de norteamérica, los esfuerzos de restauración se han visto limitados debido a que los propágulos plantados no se establecen exitosamente (Yetka & Galatowitsch 1999, Budelsky & Galatowitsch 2004). Entonces, el conocimiento de estos factores en los PEDH servirá de base para planear adecuadamente la introducción del material propagado, aumentando la probabilidad del éxito de su recuperación.

## La propagación sexual

Es el método por el cual se obtienen nuevas plantas a partir de la semilla. Es importante porque mantiene la diversidad genética de las especies (Córdoba *et al.* 2010).

### Características de las semillas

Una semilla es un óvulo fecundado, maduro, que contiene un embrión, en ocasiones endospermo y se encuentra rodeada por la cubierta (James 1988) (Figura 19). El desarrollo y madurez de la semilla abarca desde el periodo de polinización hasta su dispersión (Gold *et al.* 2004).



**Figura 19.** Parte de una semilla *Viburnum triphyllum* (garrocho o chuque).

La semilla es la forma más práctica y eficiente para recolectar, transportar, estudiar y almacenar la diversidad vegetal, ya que dentro del ciclo de vida de una planta constituye un estado compacto, resistente e independiente (Gold *et al.* 2004). Para muchas plantas de humedal, la propagación por semilla es uno de los mejores

métodos y más rápidos, si se colecta la cantidad adecuada y se mantiene bajo condiciones ideales de crecimiento (Romanowski 2009).

Las semillas de las plantas de humedal se dispersan por el viento (anemocoria), el agua (hidrocoria) y los animales (zoocoria). Los dos tipos de dispersión más importantes son la hidrocoria y la zoocoria. La primera de estas se da en propágulos que tienen la capacidad de flotar en el agua, como semillas (*Juncus*) y aquenios, gracias a que capturan aire en las brácteas asociadas (*Eleocharis* y *Cyperus*) (referencias en Barrat- Segretain 1996). La zoocoria ocurre por medio de las aves acuáticas, tanto en el barro de sus patas (exocoria), como por medio de la ingesta y defecación de las semillas (endocoria) (Brochet *et al.* 2010).

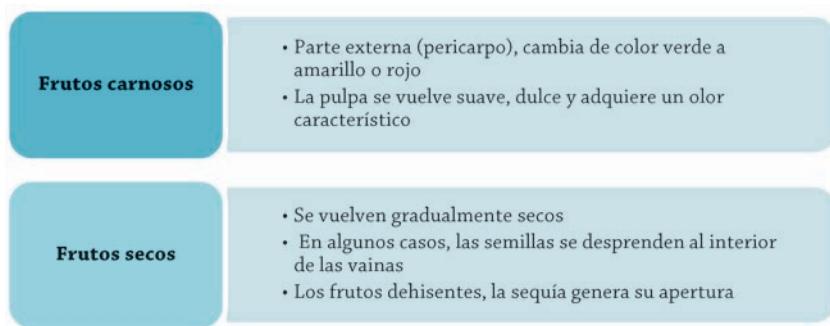
### Recolección de frutos y semillas

Durante la recolección de semillas se busca obtener material que represente la diversidad y variabilidad genética. En la colecta de material para proyectos de restauración se recomienda (Hagen 1996, USDA & NRCS 2003, Gold *et al.* 2004, Romanowski 2009, Pavlik & McWhorter 2010):

1. Colectar muestras de más de una población por especie.
2. Colectar de manera dispersa dentro de un área grande, que albergue una población grande.
3. Colectar material de plantas adaptadas a un hábitat similar al sitio que va a restaurar.
4. Hacer la colecta en días secos.
5. Conocer los estados fenológicos y diferenciar bien las semillas maduras de las que no lo están.
6. Colectar semillas sanas, que no estén atacadas por insectos, hongos o con alguna evidencia de daño mecánico.
7. Colectar no más del 20% de las semillas de una planta.
8. No colectar en humedales vulnerables (por ser remanentes únicos), o en sitios infestados de malezas o invasoras.

Para establecer el tiempo de cosecha o recolección de semillas es importante conocer la época de dispersión (Gold *et al.* 2004); aunque para la mayoría de las especies de los PEDH la información es escasa, en campo se puede evaluar la fase de dispersión de la semilla, a través de la observación de la morfología de los frutos y semillas (Gold *et al.* 2004) (Figura 20).

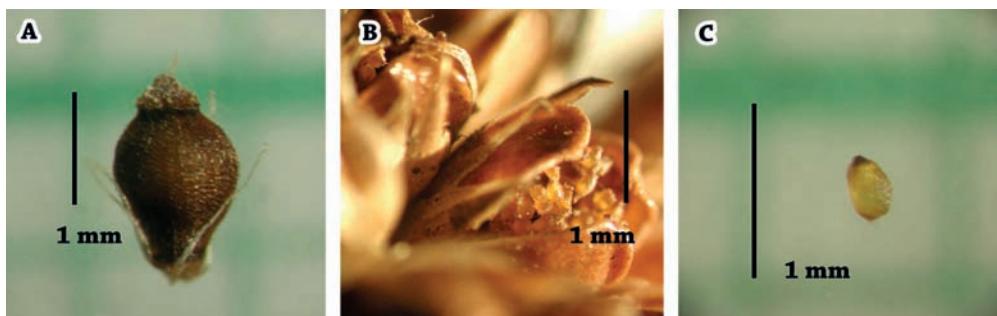
Muchas plantas de humedal presentan frutos secos y semillas pequeñas, de menos de medio centímetro; como las plantas de las familias Cyperaceae, que presenta frutos secos indehiscentes y las Juncaceae, que presentan frutos secos dehiscentes (Tabla 3 y Figura 21).



**Figura 20.** Observaciones de la morfología de los frutos carnosos y secos, indicadores de la dispersión natural de semillas de las plantas (Gold *et al.* 2004).

Familia	Tipo de fruto	Características
Cyperaceae	Aquenio	Fruto seco indehiscente de una sola semilla.
Juncaceae	Aquenio	Fruto seco dehiscente (se abre para liberar las semillas) con muchas semillas.

**Tabla 3.** Características de los frutos de las familias Juncaceae y Cyperaceae



**Figura 21.** A. Fruto de *Eleocharis montana* (Cyperaceae), B. Fruto de *Juncus ramboi* (Juncaceae). C. Nótese el tamaño de las semillas del *J. ramboi*. La longitud de la semilla es aproximadamente un tercio del milímetro.

Para extraer las semillas de los frutos dehiscentes se sacuden las ramas que tengan frutos dentro de una bolsa plástica (Figura 22). En otros casos se cosechan los frutos maduros enteros, y posteriormente se separan las semillas. Un equipo de colecta básico de semillas de humedal incluye: tijeras podadoras, útiles para cosechar los frutos enteros y bolsas de papel o plásticas con cierres herméticos de diferentes tamaños para separar los frutos enteros o semillas de cada especie (Romanowski 2009).



**Figura 22.** Recolección de semillas de *Cyperus rufus*. Los frutos se sacuden lateralmente dentro de una bolsa plástica.

Datos de recolección de semillas	
Fecha	Día-mes-año
Lugar	Localidad: nombre del humedal, municipio, departamento y coordenadas
	Altitud
	Estado del humedal
	Hábitat: planta terrestre, planta acuática; emergente, enraizada, flotante
	Características del suelo
	Vegetación asociada
Población	Fenología
	Presencia de plántulas
	Depredación
Individuos	Hábito
	Altura de la planta
	Observaciones
	Fotos: frutos, flores e individuo

**Tabla 4.** Información básica de la ficha de recolección de material vegetal, modificado de Gold *et al.* (2004).

Al momento de colectar las semillas o frutos, se llena la ficha de recolección (Tabla 4) y se toman fotos; luego se colecta el material y se coloca en una bolsa plástica o de papel, rotulada con el nombre de la especie o morfoespecie, la fecha y el lugar

de colecta (Figura 23) (Romanowski 2009) y un número de recolección asociado a una ficha de recolección. Ejemplos de la ficha se encuentran en Gold *et al.* (2004).



**Figura 23.** Bolsa plástica rotulada con semillas de *Cyperus rufus*.

Para proyectos de conservación a corto plazo se puede colectar desde 300 semillas, y para proyectos de conservación a largo plazo se recomienda colectar entre 3.000 y 5.000 semillas. Para colectar el número de semillas adecuadas, debe tenerse en cuenta la producción de semillas vacías. Por ejemplo, las plantas de la familia Cyperaceae, presentes en los humedales, tienden a producir una alta proporción de semillas vacías (Gold *et al.* 2004), por lo que es conveniente ajustar el número de semillas a colectar. Es importante que esta actividad no ponga en peligro a las poblaciones *in situ*, entonces se debe recolectar máximo el 20 % de las semillas sanas disponibles de una planta, para permitir los procesos de regeneración natural en la población; excepto cuando se realiza un rescate de una población cuya destrucción es inminente (Gold *et al.* 2004). Para el caso de Bogotá, el rescate de poblaciones se puede realizar en algunos terrenos privados periódicamente inundados con plantas de humedal (Figura 24).



**Figura 24.** Predios aledaños al límite PEDH El Burro, con vegetación de humedal.

Otra estrategia para la obtención de semillas es mediante el bloqueo de núcleos enteros de vegetación de 30 x 30 centímetros y 15 centímetros de profundidad, es decir extraer y trasladar la porción de suelo donde se encuentra la planta y sus raíces (Hoag 1995, USDA & NRCS 2003, Romanovski 2009) (Figura 25 A-B). Posteriormente, en el vivero se mantiene los núcleos en tinas con agua (Figura 25 C) o se trasplantan a materas con tierra con una determinada humedad del suelo, tratando de simular el hábitat en donde se colectó, hasta que se desarrolle la planta y se dispersen las semillas naturalmente. A cada núcleo se le extraen los rizomas de plantas invasoras como el pasto: *Pennisetum clandestinum* (Kikuyo). Este tipo de colecta es dispendioso y demorado (Romanowski 2009), pero es recomendable ya que se obtiene material vegetal para realizar la propagación vegetativa y sexual, ya que cuando se trabaja con plantas, de las que se desconoce los períodos de producción de semilla, la colecta de las plantas vegetativas, en flor o en fruto inmaduro, permite que puedan desarrollarse en vivero, produciendo las semillas que se necesitan.



**Figura 25.** Ejemplo de colecta de núcleos de plantas herbáceas de humedal. Inicialmente se colecta la planta con raíces y suelo, luego se mantiene en tinas en vivero.

### Obtención y separación de semillas

Luego de colectar las semillas, se separan de las cápsulas o frutos. Esto se facilita cuando el material está seco, por lo tanto se recomienda colocar los frutos esparcidos sobre papel periódico uno o dos días a temperatura ambiente, y luego realizar un tamizado con coladores de cocina de diferentes tamaños de malla (1 mm, 1.5 mm y 2 mm) (Romanowski 2009). Sin embargo, junto con las semillas quedan partículas más ligeras, remanentes del fruto o del suelo; Romanowski (2009) sugiere separarlas de las semillas por el método de la ventilación, que consiste en colocar las semillas junto con las partículas tamizadas en un recipiente profundo, el cual se mueve suavemente hacia arriba y abajo en un lugar con una corriente suave de aire.

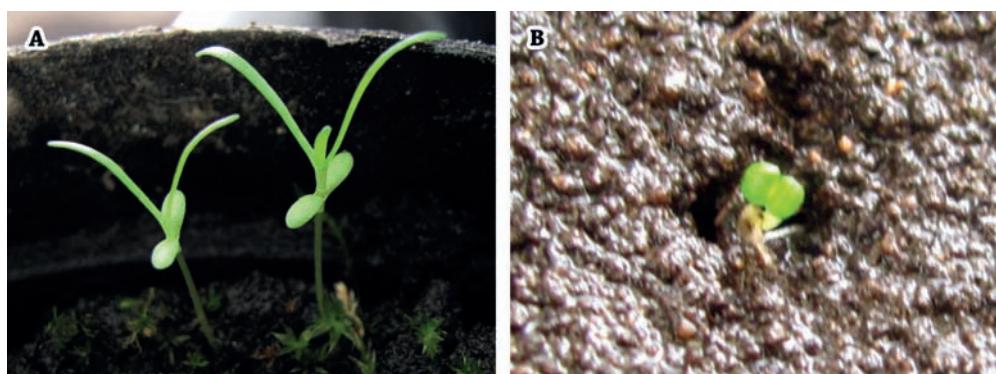
En el caso de los frutos carnosos, las semillas deben separarse con pinzas o mantenerse en agua durante unas horas para ablandar la pulpa y poder extraer la semilla con mayor facilidad.

### Manejo post-cosecha de semillas

El manejo post-cosecha de las semillas recolectadas es importante para mantener su calidad (Gold *et al.* 2004). Las semillas se pueden almacenar en un sitio fresco y seco a una temperatura de 1°C a 5°C, mientras se les aplican los tratamientos pre-germinativos o se siembran (Hagen 1996). La mayoría de las semillas de las plantas de humedal se almacenan en lugares fríos y secos. Sin embargo, en algunas especies esto puede reducir su vida (Romanowski 2009). Para el caso de las especies de vida corta, las semillas se almacenan en lugares fríos y oscuros, en agua, o en sustratos húmedos; este método se usa para semillas de algunas plantas de la familia Nymphaeaceae y puede ser el indicado para almacenar las semillas de las plantas acuáticas de borde (Romanowski 2009).

### Germinación de la semilla

La germinación es el proceso de activación del metabolismo de la semilla, que conduce a la emergencia de una nueva plántula (Hartmann *et al.* 2011). Para el inicio de la germinación: 1). La semilla debe estar viable, es decir el embrión debe estar vivo y tener la capacidad de germinar; 2). La semilla debe tener las condiciones ambientales apropiadas: disponibilidad de agua, temperatura adecuada, oxígeno y algunas veces luz; y 3). Cualquier condición de dormancia de la semilla debe ser superada (Hartmann *et al.* 2011).



**Figura 26.** Dicotiledóneas: emergencia de los cotiledones en las plántulas de: A. *Cotula coronopifolia* y B. *Ludwigia peruviana*.

Un criterio para establecer la germinación en el laboratorio es la emergencia de la radícula; adicionalmente, a simple vista se puede observar la emergencia de los

cotiledones (plantas epigeas) (Figura 26), o del epicótilo (plantas hipogeas) para el caso de las dicotiledóneas; mientras que en las monocotiledóneas (véase Tillich 2007) se puede observar la emergencia de la hoja o la elongación del cotiledón (Figura 27).



**Figura 27.** Monocotiledóneas: A. Emergencia de hoja en las plántulas de *Cyperus rufus*, B. Elongación del cotiledón en las plántulas de *Juncus effusus*.

En general las plantas de humedales tienen dificultades en la reproducción por semillas (Hoag *et al.* 2001). Diversos factores pueden afectar su germinación, entre los que se encuentran: la hidrología, las características del suelo, las fluctuaciones en la temperatura y las condiciones lumínicas (Kellogg *et al.* 2003). Sin embargo, en algunas especies (*Cotula coronopifolia*, *Cyperus rufus*, *Cyperus bipartitus*) las semillas o los frutos que caen a la superficie del sustrato húmedo germinan.

Para favorecer la germinación de algunas semillas, se aplican tratamientos que hacen a la cubierta de la semilla más permeable a la entrada de agua y gases. En términos generales existen dos tipos de tratamientos: la estratificación y la escarificación. Además, para estimular la germinación de algunas especies de humedal

se recomienda mantener las semillas a temperaturas altas (38°C) y 24 horas luz (Hagen 1996).

### ***Estratificación***

Es necesaria en las plantas de zonas templadas que requieren un tiempo en condiciones frías que asemejan el invierno. Para realizar este tratamiento se deben cumplir tres requisitos: una fuente de humedad, temperatura baja y ventilación suficiente. La estratificación es un método que consiste en colocar las semillas entre capas de un medio que conserva la humedad como arena, turba o vermiculita, y mantenerlas a una temperatura durante un período de tiempo (dependiendo de la especie). Actualmente, el uso del término estratificación comprende toda la forma de tratamientos de semillas con frío húmedo, sin requerir que las semillas se coloquen en capas (FAO 1991). Para las plantas de humedal se recomienda que las semillas se dispongan sobre una gruesa capa de toalla de papel humedecida con agua destilada, la cual se dobla y guarda en una bolsa de cierre hermético a 0 - 2 °C, durante uno a dos meses, dependiendo la especie.

### ***Escarificación***

Consiste en rasgar o romper las cubiertas de las semillas, sometiéndolas a tratamientos químicos con ácidos, realizando una fricción mecánica (por ejemplo, rozando éstas sobre papel de lija), o retirando sustancias químicas presentes en la cubierta (Cronk & Fennessy 2001, USDA & NRCS 2003, Dumroese *et al.* 2009).

Conocer los mecanismos de dispersión de las especies de interés puede brindar información útil para realizar ensayos de germinación, pues es probable que la simulación de las condiciones de dispersión de una semilla favorezcan su germinación. Por ejemplo, la germinación de las semillas dispersadas por el agua puede ser mejorada al mantenerlas flotando en el agua durante unos días, mientras que la germinación de las semillas dispersadas por endocoria puede favorecerse aplicando tratamientos de escarificación química que simulen las condiciones del aparato digestivo de los animales que las ingieren; algunas semillas probablemente no germinan si no han pasado por el aparato digestivo de un animal (Cronk & Fennessy 2001).

Las fluctuaciones en el nivel del agua favorecen la germinación de muchas semillas de especies de humedal; durante los períodos de inundación las semillas absorben agua, hasta que rompen sus cubiertas. Posteriormente, la disminución del nivel del agua probablemente mejora la oxigenación de la semilla, mientras que la inundación prolongada puede generar su muerte (Cronk & Fennessy 2001).

## Viabilidad de las semillas

Antes de iniciar la propagación de plantas en vivero es recomendable llevar a cabo la prueba de viabilidad de las semillas (Arriaga *et al.* 1994), para establecer el potencial de su uso en la producción de plántulas. Para determinar la viabilidad existen tres métodos: la germinación estándar, la prueba de embriones extraídos y la prueba de tetrazolium (Hartmann *et al.* 2011).

### Prueba de germinación estándar

- Se determina el porcentaje de la germinación de las plántulas normales de semillas puras en condiciones ambientales óptimas.
- Se realiza con 400 semillas escogidas aleatoriamente, y divididas en cuatro grupos.
- Si por lo menos dos grupos difieren en más

### Prueba de embriones extraídos

- Es usado en semillas de arbustos y árboles leñosos con embriones dormantes que requieren largos períodos de tratamientos para superar la dormancia; este método disminuye el tiempo de germinación.

### Prueba de tetrazolium

- Es un procedimiento bioquímico. La viabilidad se determina por la aparición de la coloración rojiza en semillas remojadas en una solución de 2, 3 y 5 de cloruro de trifenil tetrazolium. Los tejidos vivos se colorean de rojo, mientras que los tejidos muertos se mantienen incoloros.

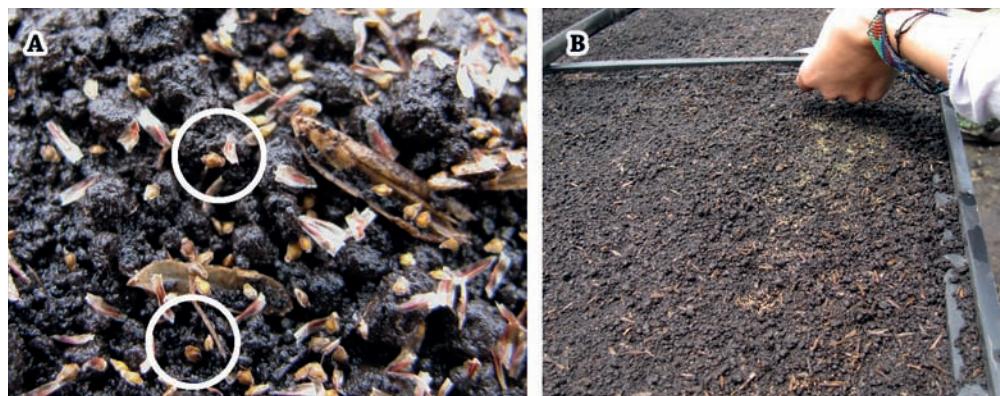
del 10%, la prueba debe realizarse nuevamente. De lo contrario el promedio del porcentaje de germinación de los cuatro grupos es el porcentaje de germinación de referencia (Hartmann *et al.* 2011).

- La semilla se mantiene en remojo durante 1 y 4 días. El embrión se extrae (cuidadosamente con instrumentos esterilizados) y se coloca bajo condiciones de germinación estándar (Hartmann *et al.* 2011).
- Se usa un porcentaje de concentración entre 0,1 y 1, pH 6 o 7, y se almacena en una botella oscura.
- Este procedimiento es útil para semillas dormantes y no dormantes (Hartmann *et al.* 2011).

## Siembra de las semillas

Las especies de humedal (de borde) son heliófilas y tienen semillas pequeñas que requieren de luz para germinar. Se recomienda sembrarlas sobre un sustrato húmedo, sin que nada obstruya el paso de la luz. Por el contrario, las especies acuáticas sumergidas, se pueden sembrar en bandejas a 5 o 10 centímetros de profundidad, por debajo del nivel de agua, cambiándola cuando esté turbia y favoreciendo la continua entrada de luz (USDA & NRCS 2003, Dumroese *et al.* 2009, Romanowski 2009).

La siembra de las semillas o frutos de las plantas emergentes se puede hacer al volado (Figura 28). Para el caso de semillas muy pequeñas pueden mezclarse con arena fina: una parte de semillas y tres partes de arena, para esparcirlas uniformemente sobre el sustrato (Hagen 1996, Romanowski 2009), con el fin de evitar agregados de plántulas.



**Figura 28.** A. Siembra de semillas al voleo sobre tierra húmeda. B. Semillas de *Eleocharis montana* sobre la superficie del sustrato.

La siembra se puede hacer sobre bandejas de germinación, sumergidas en tinas con agua, de manera que ésta suba por capilaridad. También se puede hacer en contenedores especializados (*root trainers*), los cuales son conos invertidos, truncados, con un orificio en la base; esto evita que la raíz tome forma espiral cuando toca la base (Cuadro 1). Para evitar la pérdida de sustrato por el orificio de estos contenedores, se recomienda tapar con un pedazo de papel arrugado (USDA & NRCS 2003, Romanowski 2009).

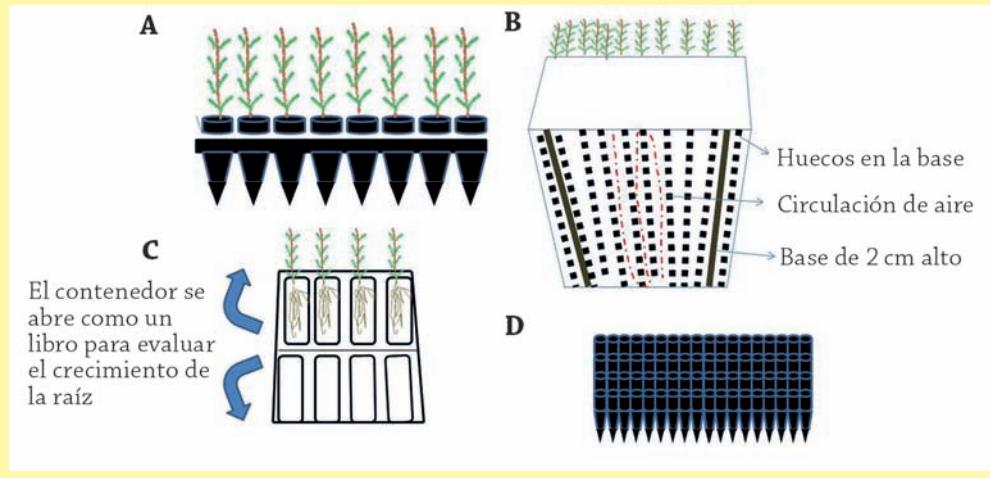
### Cuadro 1. Los contenedores

Definir el tipo de contenedor que se va a usar en cada fase determina la cantidad de agua y nutrientes que va a disponer la planta, pero además influye sobre el espacio que se va a usar en el vivero en los diferentes ambientes (Dumroese *et al.* 2009).

Los contenedores varían en tamaño, volumen, altura y diámetro. Entre más grandes son más costosos y ocupan un mayor espacio. Plantas de hojas grandes o con raíces laterales pueden sembrarse en contenedores de diámetros más amplios. La altura de los contenedores determina la longitud de las raíces, pero también la zona de saturación de agua en el sustrato (Dumroese *et al.* 2009).

- **Base:** para evitar que las raíces tomen forma espiral al contacto con la base del contenedor, se han desarrollado contenedores con amplios hoyos de drenaje en la base, que hacen que la raíz en contacto con el aire limite su crecimiento (Dumroese *et al.* 2009).
- **Color:** en ambientes cálidos se recomienda usar contenedores blancos en lugar de los negros, ya que estos últimos absorben gran cantidad de calor (Dumroese *et al.* 2009).
- **Material:** de acuerdo al material los contenedores pueden ser bolsas o conos plásticos, que pueden ser reusados o hechos en material biodegradable para la siembra directamente en campo. Hay que tener en cuenta que los que son reusables deben tener un protocolo de limpieza, ya que pueden contener semillas de malezas, virus,

- bacterias, hongos, nemátodos e insectos (Dumroese *et al.* 2009).
- **Forma:** además, los contenedores pueden ser individuales o en bloque, y pueden ser de una sola pieza o en formato libro que facilita la supervisión del crecimiento de las raíces (Dumroese *et al.* 2009).



**Figura 29.** A. Contenedores individuales pueden ser blancos o negros. B. Contenedores en bloque con un orificio en la base (*root trainers*) y una base para que circule el aire y así evitar que la raíz se deforme cuando llegue a la base del contenedor. C. contenedores tipo libro para supervisar el crecimiento de las raíces. D. Contenedores en bloque, pueden ser blancos o negros (Dumroese *et al.* 2009).

Los semilleros pueden cubrirse con domos plásticos para evitar la pérdida de humedad (Hagen 1996). Luego de que las semillas germinan, se puede alternar el nivel del agua en las tinas para eliminar hongos o malezas y estimular otro pico de germinación (USDA & NRCS 2003, Romanowski 2009).

Se recomienda realizar el trasplante con ayuda de pinzas o palillos de madera, y utilizar una lupa para tener cuidado con sus raíces, debido a que las plántulas de semillas pequeñas son muy delicadas y se debe evitar el daño en su manipulación.

Finalmente, en Colombia, la información disponible sobre la biología de plantas de humedal es limitada y aún no permite establecer aspectos importantes de los protocolos de propagación (Cuadro 2). Sin embargo, en otros países se han desarrollado investigaciones que pueden servir de guía; por ejemplo, Estados Unidos cuenta con una base de datos de protocolos de propagación de plantas nativas de norteamérica (Canadá, México y Estados Unidos), en donde se encuentra información de varias especies de humedal (Native Plant Network 2009). También han trabajado en la propagación de semillas de la especie nativa *Carex stricta*, cuyas semillas se siembran sobre germinadores cónicos de 13 centímetros, a los cuales se les proporciona riego durante 10 semanas, para posteriormente ser transplantados a campo a los 30 centímetros de alto (Budelsky & Galatowitsch 2004).

## Cuadro 2. Protocolos de propagación

En términos generales, un protocolo de propagación es una ficha que explica cómo se debe propagar una especie. Debe contener, entre otros, los siguientes aspectos (Dumroese *et al.* 2009):

- Información de la especies
- Método de colecta
- Método de propagación
- Condiciones de almacenamiento de propágulos
- Duración de la viabilidad de las semillas
- Tratamientos pre-germinativos
- Tipo de contenedores recomendados
- Método de siembra
- Sustratos
- Condiciones de iluminación
- Características del riego (periodicidad, tamaños de nebulizadores, entre otros)
- Criterios que definan el inicio y terminación de cada una de las etapas de desarrollo: establecimiento, crecimiento y endurecimiento; al igual que la duración de cada etapa
- Recomendaciones generales, como información para ensayar nuevos experimentos con el fin de mejorar el establecimiento o crecimiento de los propágulos

Conforme se realicen diferentes ciclos de cosechas en el vivero se van conociendo las especies y afinando los protocolos. Es decir, que la elaboración de un protocolo de propagación hace parte de un proceso continuo de investigación.

## Expresión de bancos de semillas de los humedales

Algunas plantas de humedal son capaces de formar bancos de semillas, es decir, el conjunto de semillas viables presentes en el suelo o que están asociados a la hojarasca (Simpson *et al.* 1989). Son útiles para la restauración porque proveen de material para la multiplicación y brindan información importante para diseñar estrategias de restauración (Gold *et al.* 2004).

Su estudio se realiza identificando las especies que germinan en una muestra de suelo, de un volumen conocido, tomada en el área de estudio y llevada a condiciones de vivero (Cronk & Fennessy 2001). Uno de los factores abióticos que afecta la expresión del banco de semillas es el régimen hidrológico, pues existe una respuesta diferencial de las especies a la inundación. Muchas especies germinan cuando el sustrato tiene suficiente aire, mientras que otras germinan en condiciones anaeróbicas. Otros factores importantes son la profundidad del sedimento que cubre las semillas y la alelopatía de algunas semillas o plántulas (Cronk & Fennessy 2001).

En proyectos de restauración, los bancos de semillas se pueden emplear para restablecer la vegetación nativa (Cronk & Fennessy 2001); además cuando el humedal que va a ser restaurado ha sido drenado recientemente, es probable que las semillas

de la flora original estén presentes en el suelo, siendo necesario trasladarlo a viveros temporales para favorecer la supervivencia de las especies (Romanowski 2009).

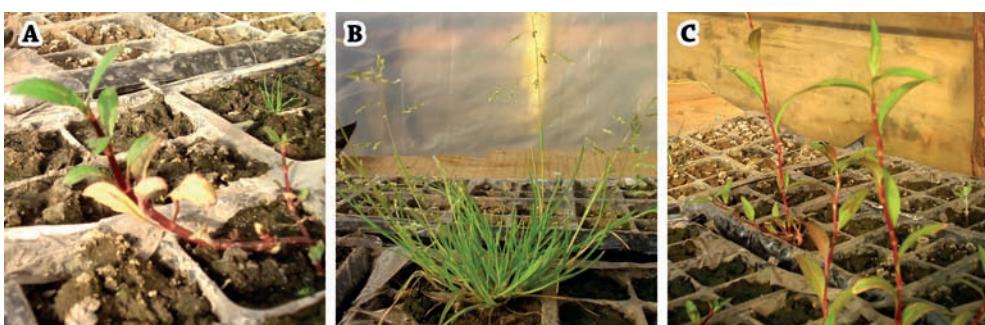
Debido a que es muy probable que en los suelos de los PEDH existan bancos de semillas de especies invasoras y exóticas, como en el caso de Jaboque (Montenegro *et al.* 2006), no es adecuado realizar trasplantes directos de suelo, pues se dispersarían especies no deseadas. Se recomienda obtener plántulas de las especies de interés (especialmente de especies nativas) a partir de la expresión del banco de semillas en condiciones de vivero (Ávila 2006). Este método puede ser útil para contrarrestar la extinción local de algunas especies nativas, que actualmente se encuentran únicamente en los bancos de semilla; por ejemplo, en Jaboque la especie nativa *Juncus microcephalus* sólo se encuentra en los bancos de semillas, y no en la vegetación en pie de este humedal (Montenegro *et al.* 2006).

Durante el trabajo con bancos de semillas en campo y en vivero es importante seguir las siguientes recomendaciones:

- Usar elementos de seguridad como trajes impermeables acoplados a las botas pantaneras y flotadores para tomar muestras en sectores inundados; usar guantes de látex y tapabocas con filtros para gases orgánicos durante la manipulación de los lodos o suelos colectados, con el fin de evitar accidentes y complicaciones respiratorias (Ávila 2006).
- Tomar las muestras en una zona conservada (en lo posible) y utilizar el método de emergencia de plántulas, que consiste en: 1). Las muestras de suelo se obtienen con una sonda cilíndrica de extracción de suelo de 5,4 centímetros de diámetro y 10 de profundidad; 2). El montaje del suelo se realiza en bandejas de germinación (Figura 30) con una espuma delgada en la base. Encima se coloca una capa de 4 centímetros de arena lavada, y sobre esta capa un 1 centímetro de la muestra del suelo. Debajo de las bandejas se coloca un contenedor plástico con agua, con el fin de asegurar la hidratación permanente del suelo (Montenegro 2000); 3). Mensualmente se remueve la muestra de suelo para favorecer la germinación de todas las semillas (Ávila 2006); 4) Al trascurrir el tiempo las semillas presentes en el suelo germinarán (Figura 31), por lo tanto se recomienda mantener las condiciones abióticas adecuadas durante 8 meses e ir identificando taxonómicamente las plántulas. Estas pueden trasplantarse a materas para su crecimiento y posterior identificación por medio de claves botánicas, catálogos o determinaciones en el herbario; 5) Las plántulas de interés deben trasplantarse a bolsas y mantenerlas en condiciones de vivero hasta su siembra definitiva.



**Figura 30.** Montaje para la expresión de bancos de semillas presentes en el PEDH La Vaca. La tierra colectada se extiende sobre bandejas de germinación en condiciones de invernadero. Foto cortesía de A. L. Montenegro.



**Figura 31.** Plantas germinadas provenientes de muestras del banco de semillas del PEDH La Vaca tomadas a 3 metros bajo los escombros con que lo rellenaron. A. *B. laevis* y *Cyperus* sp. B. *Glyceria fluitans* C. *Polygonum punctatum*. Foto cortesía de A. L. Montenegro.

## Propagación asexual

La propagación asexual es la reproducción de una planta a partir de una célula, tejido u órgano (Córdoba *et al.* 2010). Consiste en la generación de plantas, nuevas e independientes, a través de la dispersión lateral de estructuras de tallos o raíces, o de la separación de fragmentos de plantas o brotes foliares modificados (Cronk & Fennessy 2001).

La reproducción asexual es el tipo de reproducción más dominante en las plantas de humedal y la mayoría de ellas tiene la capacidad de producir propágulos vegetativos (Cronk & Fennessy 2001). Además, cuando una especie de humedal tiene una alta producción de semillas pero ninguna germina, la reproducción vegetativa es la que contribuye al mantenimiento de las poblaciones (Brux *et al.* 1987 citado en Barrat - Segretain 1996).

### **Estructuras vegetativas clonales**

Existen una gran variedad de estructuras asociadas a la reproducción asexual. Las plantas sumergidas se reproducen por medio de la fragmentación de los ápices y brotes especializados, los cuales pueden dispersarse lejos de la planta parental y algunas pueden flotar. Otras plantas se reproducen a través de estructuras de almacenamiento como bulbos, cormos, tubérculos y rizomas, los cuales tienen menor capacidad de dispersión pues se desarrollan cerca de la planta parental (Cronk & Fennessy 2001).

Órganos o partes de la planta	Ejemplo de estructuras clonales especializadas	Tipos de plantas
Hojas, tallos o raíces	Fragmentos	Sumergidas
Brotes	Turiones	Sumergidas y flotantes
Tallos	Estolones, rizomas y tubérculos	Flotantes y emergentes
Brote basal	Bulbos y cormos	Emergentes
Raíces	Raíces tuberosas	Flotantes

**Tabla 5.** Ejemplos de estructuras clonales especializadas, en plantas de humedales de agua dulce (modificado de Cronk & Fennessy 2001)

Aunque estas estructuras especializadas tienen tejidos de crecimiento, que en caso de daño se activan para generar un nuevo individuo genéticamente igual al anterior, su función principal está asociada a la fotosíntesis, la adquisición de recursos de los sedimentos, el anclaje, el almacenamiento de carbohidratos, la protección, la permanencia en condiciones ambientales adversas y la recuperación luego del disturbio (Linn Soil and Water Conservation District and Oregon Department of Agriculture 2005, Dumroese *et al.* 2009). Entre estas estructuras se encuentran:

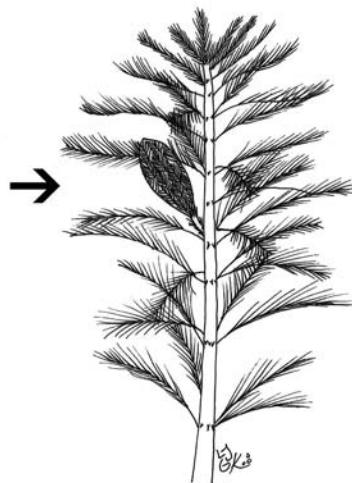
#### ***Fragmentos de hojas, tallos o raíces***

Son fragmentos que al ser separados de la planta, luego de un disturbio o al terminar el ciclo de vida de la planta, pueden formar un individuo si tienen tejido meristemático activo (tejido con células necesarias para comenzar el nuevo crecimiento). Este

tipo de reproducción es común en plantas sumergidas: *Elodea* sp. *Myriophyllum* spp., y especies flotantes de Lemnaceae (Cronk & Fennessy 2001)

### **Turiones**

Son brotes especializados de las plantas acuáticas, con hojas estrechamente comprimidas en el ápice del tallo. Tienen reservas alimenticias y al desprenderse de la planta parental pueden flotar o enterrarse, permanecer dormantes o crecer formando una nueva planta. Este tipo de reproducción es común en: *Myriophyllum* spp. *Potamogeton* spp. *Utricularia* spp. y *Lemna* spp. (Cronk & Fennessy 2001, Dumroese et al. 2009) (Figura 32).



**Figura 32.** Turión en plantas del género *Myriophyllum*, ejemplo de Cronk & Fennessy (2001).

### **Estolones**

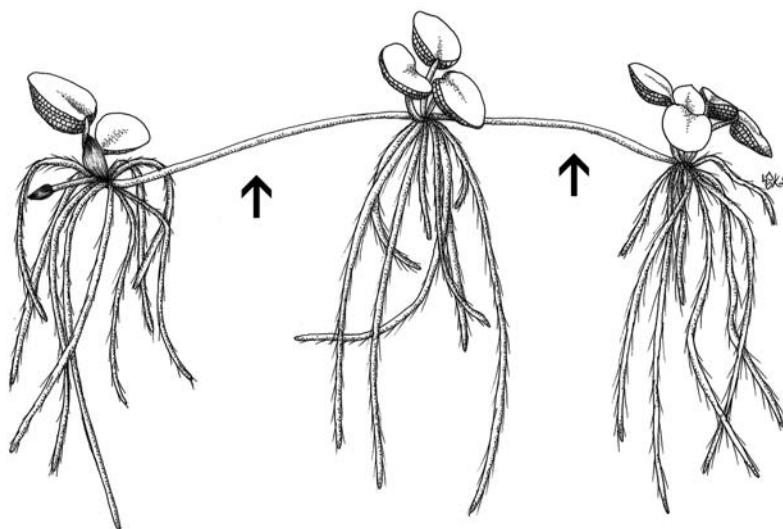
Son brotes laterales desarrollados en la base del tallo. Tienen hábito de crecimiento postrado, es decir crecen horizontalmente sobre o debajo del suelo o en el caso de especies acuáticas, debajo del agua (Font Quer 2001). Las nuevas plantas se desarrollan a partir de los nodos y juegan un papel importante en el anclaje de la planta. Los estolones son producidos generalmente por los siguientes géneros de plantas de humedal: *Ranunculus*, *Eichhornia*, *Limnobium* y en la especie invasora *Phragmites australis* (Cronk & Fennessy 2001) (Figura 33).

### **Rizomas**

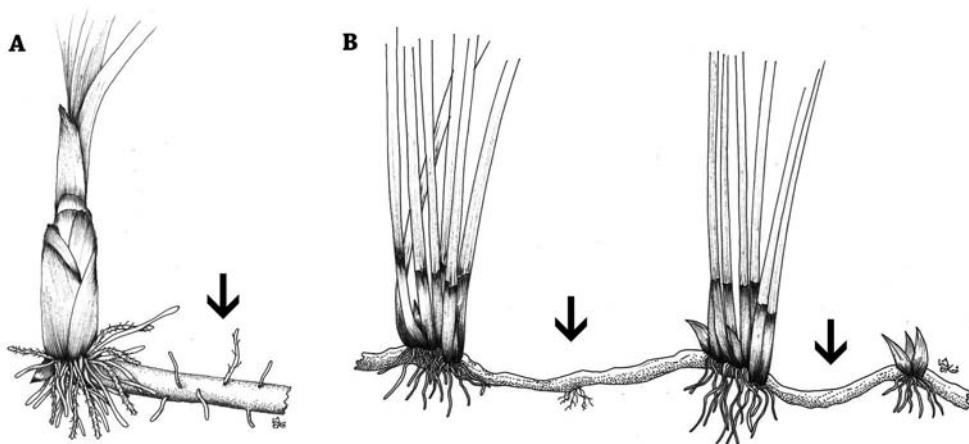
Son tallos subterráneos modificados, con un eje principal generalmente horizontal, el cual presenta yemas para producir raíces y tallos; están relacionados con la adquisición de recursos y el almacenamiento de carbohidratos. En las plantas emer-

gentes, los rizomas son el medio de reproducción asexual más frecuente (Cronk & Fennessy 2001). Son producidos por algunas especies de humedal de las familias de las Juncaceas y Cyperaceae (Tucker 1994, Balslev & Zuluaga 2008) y de los géneros *Carex*, *Iris*, *Papyrus*, *Scirpus* y *Thypa* (Figura 34).

Los rizomas pueden ser largos con pequeñas ramificaciones, asociados al almacenamiento de carbohidratos (*Nymphaea odorata*) o delgados con mayor capacidad de dispersión (*Eleocharis acicularis*) (Cronk & Fennessy 2001).



**Figura 33.** Estolones de *Limnobium laevigatum* (buchón cucharita).



**Figura 34.** Rizoma de A. *Typha* sp. (enea) y B. *Eleocharis* sp. (pasto aguja)

### **Tubérculos**

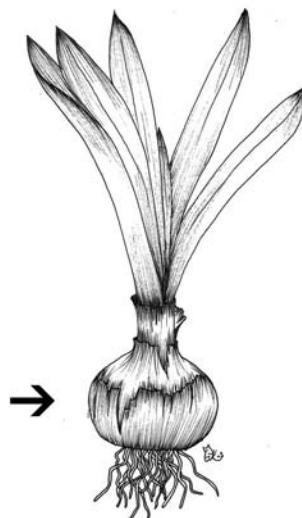
Son porciones del tallo subterráneas y abultadas, adaptadas especialmente para la adquisición de recursos y almacenamiento (Cronk & Fennessy 2001). Se diferencian porque no presentan disco basal del que salen raíces, sino que tienen yemas (apicales y laterales) que pueden llegar a producir en la parte apical tallos aéreos con raíces adventicias, y en la parte lateral rizomas horizontales (Dumroese *et al.* 2009). Algunas plantas de humedal presentan tubérculos como *Cyperus rotundus*, *Sagittaria latifolia* y *Scirpus grossus* (Cronk & Fennessy 2001) (Figura 35).



**Figura 35.** Tubérculos desarrollados por *Cyperus rotundus* (coquito o chivasa).

### **Bulbos**

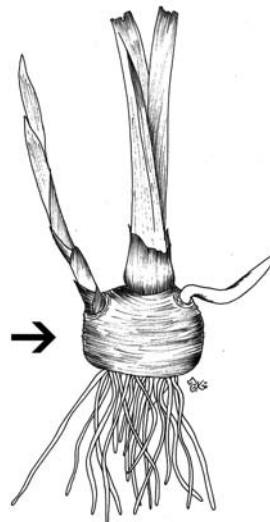
Son brotes subterráneos con catáfilos o bases foliares convertidos en órganos reservantes como escamas u hojas engrosadas, en donde almacenan agua y nutrientes. En la base del bulbo se forman las raíces y en la parte apical las hojas epigeas y la inflorescencia. Existen varios tipos de bulbos, como los tunicados protegidos por una capa protectora llamada túnica, presentes en plantas como las cebollas (*Allium cepa*) y los escamosos con escamas carnosas presentes en los lirios (*Iris spp*). Normalmente, en la base de los bulbos se desarrollan bulbillos basales; estos, al igual que las escamas carnosas de los bulbos escamosos tienen la capacidad de formar nuevos individuos (Hagen 1996, Font Quer 2001, Dumroese *et al.* 2009). Entre las especies de humedales que presentan estas estructuras están: *Crinum americanum* y *Cypella aquatica* (Cronk & Fennessy 2001) (Figura 36).



**Figura 36.** Bulbos de *Crinum americanum*.

#### **Cormo**

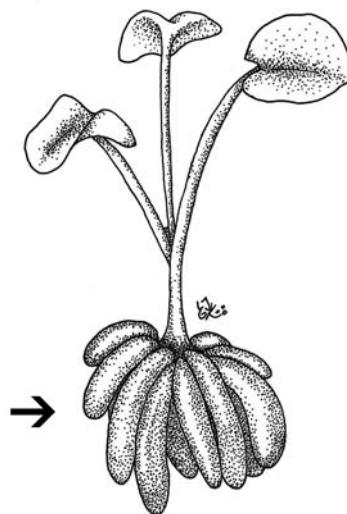
Es parecido al bulbo, pero no tiene túnica ni catáfilos. Es un tallo engrosado de una estructura sólida de nodos e internodos agrupados (Hagen 1996, Dumroese *et al.* 2009). Usualmente, estos órganos le permiten a la planta resistir condiciones ambientales adversas; luego de la descomposición de la parte aérea de la planta ocurre su regeneración. Entre las especies de humedal que producen cormos están *Cyperus strigosus* y *Hypoxis* spp (Cronk & Fennessy 2001) (Figura 37).



**Figura 37.** Cormos desarrollados por especies de *Hypoxis*.

### Raíces tuberosas

Son raíces engrosadas o apicales que almacenan carbohidratos y funcionan como órganos de persistencia a condiciones ambientales adversas. Entre las especies acuáticas *Nymphoides aquatica* desarrolla raíces tuberosas en forma de bananas (Figura 38).



**Figura 38.** Raíces tuberosas presentes en *Nymphoides aquatica*, ejemplo de Cronk & Fennessy (2001).



**Figura 39.** Crecimiento tipo “falange” en *Juncus effusus*.

### Formas de crecimiento en plantas con rizomas y estolones

Para realizar la propagación vegetativa es importante tener en cuenta la longitud y origen de los rizomas o estolones y su ramificación, que puede variar desde las forma de crecimiento “falange”, en los cuales la longitud es corta y muy ramificada (Figura 39), hasta la forma de crecimiento “guerrilla”, en los cuales la longitud es larga, menos ramificada y los brotes son capaces de infiltrarse en otras plantas

(Lovett Doust 1981 citado en Mony *et al.* 2010, Alpandino 2011) (Figura 40); estas características pueden influir en la longitud de los fragmentos de los rizomas y estolones.



**Figura 40.** Crecimiento tipo “guerrilla” en *Eleocharis montana*.

### Recomendaciones para la propagación vegetativa

La propagación vegetativa se puede realizar aprovechando las estructuras vegetativas clonales (Tabla 5). Con ellas se pueden producir nuevos individuos, ya sea por medio de turiones; dividiendo estolones, rizomas, tubérculos y raíces tuberosas; o por medio de cormillos, bulbillos o partes del bulbo. También por medio de fragmentos de las plantas en el caso de especies sumergidas o esquejes.

Por este método se pueden propagar varias plantas para proyectos de restauración de humedales, plantándolos directamente o como fuente continua de material en un vivero. Colectarlos es una herramienta útil cuando la producción de semillas es muy baja o poco frecuente (Landis *et al.* 1993, Romanowski 2009).

Para la colecta del material vegetal deben tenerse en cuenta las siguientes recomendaciones (Hagen 1996, Dumroese *et al.* 2009):

1. Colectar material de plantas adaptadas a un hábitat similar al sitio que va a ser restaurado.
2. Colectar las especies clave comunes, incluyendo diferentes hábitats y formas de vida del humedal.
3. Colectar el material vegetal a partir de plantas vigorosas, sin patógenos.
4. En el caso de las especies dioicas, colectar plantas de los dos sexos.
5. Colectar en un área grande muestras dispersas.
6. Rescatar las plantas de humedales o ecosistemas que van a ser intervenidos.
7. Reconocer las estructuras clonales de la especie de interés para evitar confusiones en el momento de la colecta con especies similares.
8. Tener cuidado de no dañar los tejidos al momento de la colecta.
9. No colectar las especies raras y vulnerables.
10. No causar daños en el humedal.

Además, como todos los individuos serían genéticamente iguales, se requiere tener en el vivero un grupo de rizomas, estolones y tubérculos de al menos tres sitios diferentes, para tener variabilidad genética (USDA & NRCS 2003, Dumroese *et al.* 2009).

Los productos de enraizamiento no son necesarios en la mayoría de especies herbáceas de humedal, pero sí se recomiendan para propagar fragmentos leñosos de arbustos (Romanowski 2009).

## **Propagación vegetativa en plantas de humedal**

### ***Estolones y rizomas***

En especies de humedal, la propagación vegetativa se ha logrado principalmente por órganos derivados del tallo como estolones y rizomas (van Groenendaal *et al.* 1996). Los fragmentos o tallos reptantes son fáciles de obtener en plantas acuáticas o de borde que los desarrollan, además enraízan fácilmente. El material vegetativo colectado de plantas sumergidas o emergentes debe mantenerse todo el tiempo húmedo durante su manipulación, y se puede propagar plantándolo bajo o sobre el agua, siempre y cuando las raíces se mantengan constantemente en contacto con el agua (Romanowski 2009).

Para colectar rizomas se puede cavar el suelo, bloquearlo y trasladarlo, manteniéndolo en un lugar húmedo y fresco por no más de 15 días antes de ser sembrados. Aunque el suelo puede tener semillas o rizomas de malezas, también puede contener hongos benéficos y bancos de semillas de plantas clave (USDA & NRCS 2003). Cuando se colectan núcleos con la planta entera, se recomienda podar las hojas, dejando el tejido aéreo necesario para que conduzca oxígeno a los rizomas subterráneos (aproximadamente de 10 a 25 centímetros), con lo cual se evita la pérdida de agua por transpiración (Hoag 1995, USDA & NRCS 2003); además, se deben extraer los

rizomas de las otras especies (Figura 41). Para separar los rizomas se pueden cortar de manera que contengan por lo menos un punto de crecimiento o nodo en cada sección (Hoag *et al.* 2001) (Figura 42), y ponerlos sobre un sustrato de arena o turba húmeda a 4.5 °C para su almacenamiento (Davis 1995).



**Figura 41.** Extracción de rizomas de *Pennisetum clandestinum* (kikuyu) de las macollas de *Juncus effusus*, después de lavarlas con agua.



**Figura 42.** Fragmentos de rizomas de *Juncus effusus*, y detalle del punto de crecimiento.

Algunas especies del género *Carex* se han propagado a partir de rizomas, ya que estos son una fuente de propágulos viable y económica. Por su parte, para especies como *Carex stricta* y *Carex lacustris* los rizomas son el medio de propagación disponible, puesto que la germinación de las semillas no es exitosa (Yetka & Galatowitsch, 1999). En Minnesota (Estados Unidos) se trasplantaron rizomas divididos de estas especies en humedales experimentales artificiales para evaluar los efectos de la temporada de siembra y la hidrología, sobre su supervivencia y establecimiento. Los rizomas se colectaron en plantas adultas; inicialmente se tomó la sección

terminal de cada rizoma, dejando intacto el ápice; luego se lavaron con agua para retirar los residuos de suelo y se dividieron en fragmentos de 10 centímetros de largo, con al menos 5 nodos de crecimiento. Posteriormente, se congelaron a 4 °C por 48 horas para prevenir la deshidratación, y finalmente los rizomas se plantaron a una profundidad de 2 a 4 centímetros (Yetka & Galatowitsch 1999).

### **Tubérculos y bulbos**

En el caso de los tubérculos se recomienda cortar las hojas a 10 centímetros del suelo, remover las hojas muertas y sembrarlos (Linn Soil and Water Conservation District and Oregon Department of Agriculture 2005). Las escamas de bulbos pueden ponerse en cámaras de incubación, que consisten en almacenarlos dentro de bolsas con sustrato estéril de arena, turba y vermiculita a 26 °C, como se recomienda para especies ornamentales como el lirio (García-Cabrera 2002); esta metodología podría llegar a adaptarse para especies nativas de humedal.

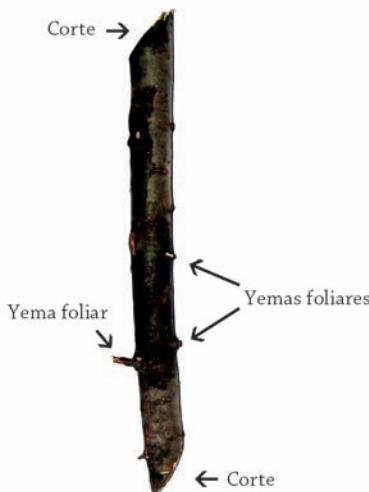
### **Esquejes**

Las estacas leñosas pueden cortarse de trocos de la última fase de crecimiento de 0,5 a 4 centímetros de diámetro, y de 25 a 40 centímetros de largo, que incluyan dos brotes o yemas; es necesario cortar las hojas para evitar la pérdida de agua por transpiración (Figura 43). También se pueden colectar estacas de ramas terminales, de 10 a 12 centímetros de largo, eliminando 2/3 partes de las hojas de la base. Ambas pueden sembrarse en suelo bien drenado con hormona de enraizamiento y en cámaras de enraizamiento (Linn Soil and Water Conservation District and Oregon Department of Agriculture 2005, Dumroese *et al.* 2009). En algunos casos se utilizan estacas más grandes, por ejemplo las estacas de las ramas del sauce se usan para el control de la erosión, con un diámetro de 4 a 6 centímetros y 75 a 90 centímetros de largo (Scianna 2004).

Para mejorar el crecimiento de estacas se recomienda aumentar las horas totales de luz por día, disminuir la alta radiación, fertilizar por debajo de lo habitual para favorecer el crecimiento de vástagos (lo que estimula el crecimiento de las raíces) y disminuir el estrés por pérdida de agua (Scianna 2004).

### **Micropropagación o cultivo de tejidos**

La micropropagación es una técnica que consiste en producir plantas a partir de porciones muy pequeñas de ellas, como tejidos o células cultivadas en condiciones asépticas en donde se controlan las condiciones ambientales y la nutrición. Se ha utilizado para especies endémicas raras o en vía de extinción (Ruano 2008).



**Figura 43.** Estacas leñosas *Salix humboldtiana* (sauce llorón).

Luego de seleccionar las especies se colecta el material en campo, y en condiciones de laboratorio, se elaboran los medios de cultivo y se desinfectan los explantes. Luego se realiza la siembra, se traslada el material a la zona de incubación y pasa a la fase de endurecimiento (Córdoba *et al.* 2010).

El cultivo de tejidos en plantas de humedal se ha realizado en los siguientes géneros: *Typha*, *Juncus*, *Scirpus* y *Carex* (Rogers 2003). Este tipo de propagación puede ser útil cuando se necesita gran cantidad de material libre de patógenos, cuando la propagación por semilla no es exitosa, o existen restricciones para trasplantar material vegetal de poblaciones naturales (Rogers 2003). La micropagación puede facilitar una rápida producción de material vegetal sano (Rogers 2003). Sin embargo, son pocas las especies de humedal que cuentan con la metodología de propagación *in vitro* adecuada, por lo que se deberían realizar experimentos preliminares para algunas especies de interés, como las especies en peligro de extinción.





*Tercera parte*



## Tercera parte: estudio de caso

### Ensayos de propagación vegetativa y por semilla de plantas herbáceas de la zona de borde, presentes en los humedales del altiplano de Bogotá

A continuación se presenta un resumen de los métodos y resultados obtenidos durante la propagación de 12 plantas acuáticas emergentes presentes en los humedales del altiplano de Bogotá y una ficha con el protocolo preliminar de propagación para cada especie.



**Figura 44.** Ubicación del área donde se realizó la colecta de especies de las familias Juncaceae y Cyperaceae. Municipio de Fúquene, Cundinamarca (colecta el 6 de febrero 2011). Coordenadas: 5° 26' 34.08" N, 73° 46' 19.09" O (Modificado de Google Maps - ©2012 Google).

#### Área de estudio y colección de especies

Las especies se colectaron en dos sitios: en los alrededores de la Laguna de Fúquene, Cundinamarca (Figura 44), en donde se seleccionaron especies de Juncaceae y Cyperaceae presentes en zonas pantanosas, con condiciones similares a las zonas de borde de la laguna, en un terreno plano, con vegetación herbácea y suelos arcillosos (Figura 45); y en el PEDH Jaboque (Figura 46), en donde se seleccionaron dos especies del borde del humedal: *Ludwigia peruviana*, en un terreno poco inclinado

y con lodos arcillosos (Figura 47), y *Cotula coronopifolia*, ubicada en un jarillón de tierra compacta (Figura 48).

Se colectaron semillas y núcleos de vegetación de 12 especies. Las plantas colectadas mediante el método de los núcleos produjeron propágulos sexuales (frutos y semillas), los cuales se colectaron y se separaron con pinzas. Con estas semillas o frutos se realizaron ensayos de germinación, supervivencia y crecimiento; adicionalmente, para observar la capacidad de reproducción vegetativa, se dividieron los rizomas de 5 especies (Tabla 6).



**Figura 45.** Área con pastizal y vegetación de humedal, terreno plano, húmedo y expuesto al sol. Fúquene, Cundinamarca.

Material colectado y lugar	Familia	Especies	Nombre común	Propágulos
Núcleos (Fúquene, Cundinamarca)	Cyperaceae	<i>Cyperus bipartitus</i>	-----	Semilla - esquejes
		<i>Cyperus rufus</i>	Cortadera	Semilla -esquejes
		<i>Kyllinga brevifolia</i>	Fosforito	Semilla - Rizomas
		<i>Eleocharis dombeyana</i>	-----	Semilla
		<i>Eleocharis montana</i>	Cebolleta de agua, junco	Semilla - Rizomas
		<i>Eleocharis palustris</i>	Cebolleta de agua, junco	Semilla
	Juncaceae	<i>Juncus effusus</i>	Junco, esparto	Semilla - Rizomas
		<i>Juncus microcephalus</i>	-----	Semilla
		<i>Juncus ramboi</i>	-----	Semilla - Rizomas
		<i>Juncus tenuis</i>	-----	Semilla - Rizomas
Esquejes (Humedal Jaboque, Bogotá)	Asteraceae	<i>Cotula coronopifolia</i>	Cotula	Semilla
	Onagraceae	<i>Ludwigia peruviana</i>	Clavito de agua	Semilla

**Tabla 6.** Material y especies colectadas en los humedales del altiplano de Bogotá.



**Figura 46.** Recorridos realizados dentro del PEDH Jaboque (línea verde con puntos azul celeste). El material vegetal se colectó en el noroccidente del humedal. El lugar de colecta de *Cotula coronopifolia* se indica con una flecha amarilla y el de *Ludwigia peruviana* con una flecha roja (Modificado del Ortofotomosaico perímetro urbano, Bogotá año 2010 - Fuente Unidad Administrativa de Catastro Distrital).



**Figura 47.** Lugar de colecta de *Ludwigia peruviana* en el PEDH Jaboque, coordenadas:  $4^{\circ}43'8.63''N$  y  $74^{\circ}8'25.78''O$ .



**Figura 48.** Lugar de colecta de *Cotula coronopifolia* en el PEDH Jaboque, coordenadas: 4° 43'32.68"N y 74° 8'54.53"O.

## Métodología

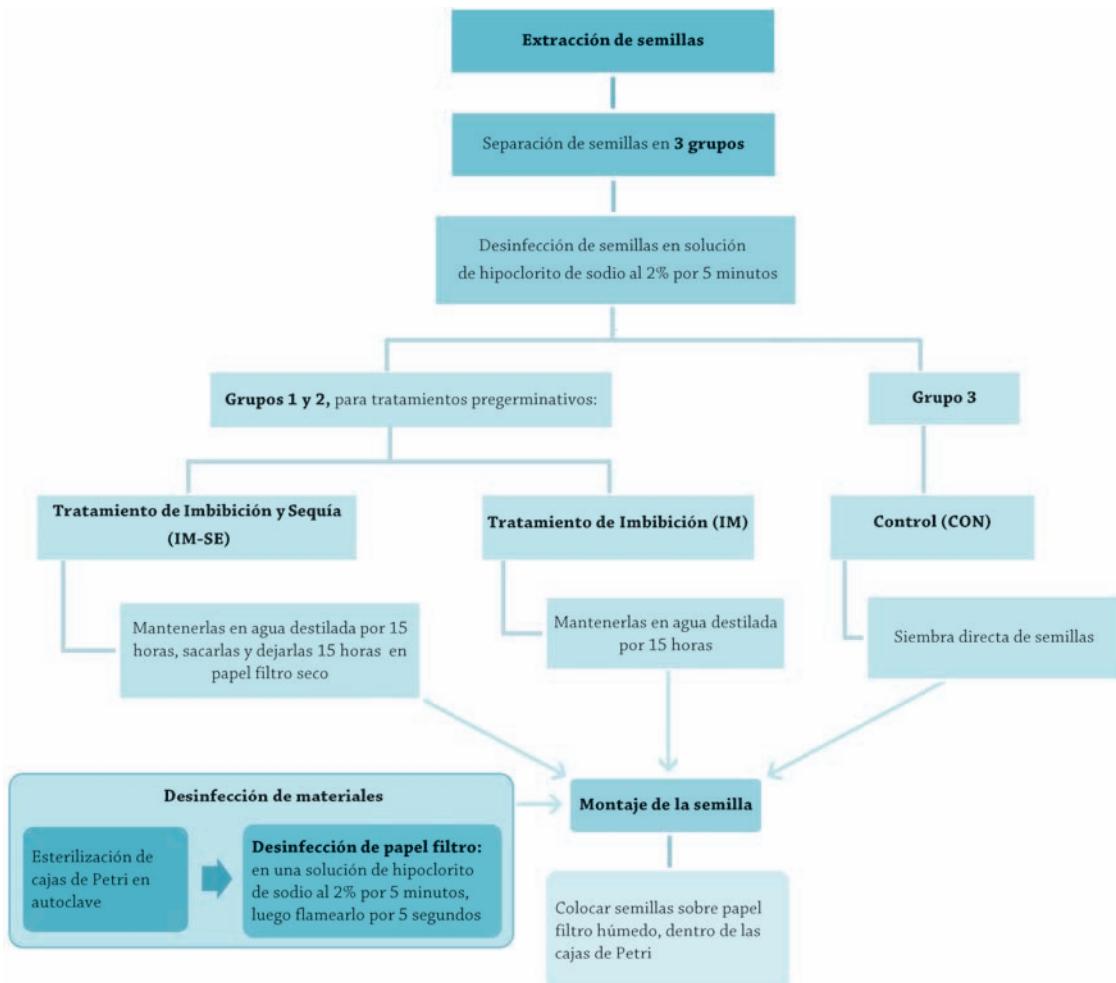
Se propagaron, a partir de semillas, 12 especies herbáceas de humedal. Inicialmente, se realizó un ensayo de germinación en donde se probaron dos tratamientos pregerminativos (1. Imbibición en agua 15 horas + sequía 15 horas, 2. Imbibición en agua 15 horas); con las plántulas germinadas se realizó el ensayo de supervivencia y de crecimiento en vivero (Figura 49) (Martínez 2012).



**Figura 49.** Metodología para los ensayos de propagación por semilla en las fases de germinación, supervivencia y crecimiento de plántulas.

### Ensayos de germinación en laboratorio

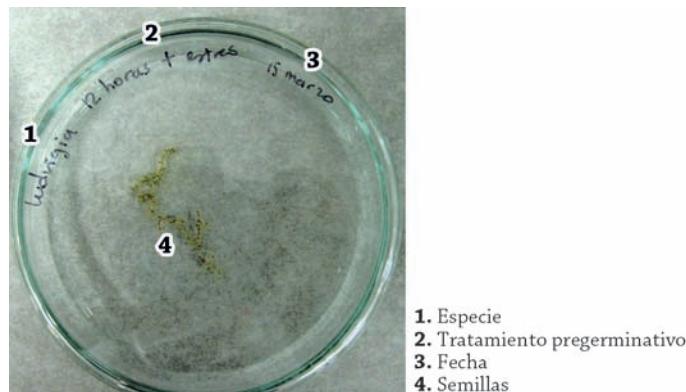
Se colectaron semillas y frutos en bolsas de tela y plástico. Posteriormente, en el laboratorio del grupo de investigación “Biología de organismos tropicales” de la Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá, se extrajeron las semillas, se desinfectaron los materiales y se realizaron los montajes de germinación (Figura 50); este procedimiento también puede realizarse en condiciones de invernadero.



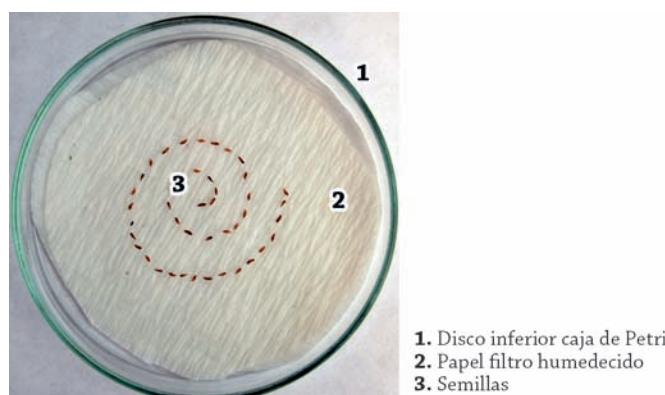
**Figura 50.** Metodología realizada para los ensayos de germinación de las semillas.

Los tratamientos pregerminativos se realizaron colocando entre 80 y 160 semillas en cajas de Petri, con agua destilada y en papel de filtro seco. Las cajas de Petri están conformadas por dos discos de vidrio, uno de los cuales tiene un diámetro un poco menor; sobre este disco se colocan las semillas, luego el disco de mayor diámetro se coloca encima para mantener la humedad y proteger las semillas (Figura 51).

El montaje de germinación consiste en colocar el papel de filtro circular o papel de cocina, en la base del disco más pequeño de una caja de Petri, humedecerlos con agua destilada, colocar las semillas sobre su superficie y colocarle encima el disco más grande de la caja de Petri (Figura 52). Las semillas deben estar separadas unas de otras y organizadas en líneas para facilitar los conteos. Cada caja de Petri se rotula con el nombre de la especie, la fecha del montaje y el número inicial de semillas.



**Figura 51.** Caja de Petri con semillas de *Ludwigia peruviana*, sumergidas 15 horas en agua como parte del tratamiento de imbibición y sequía.



**Figura 52.** Montaje de la semillas de *Cyperus rufus*, las semillas están sobre el papel filtro humedecido dentro de las cajas de Petri.

Se evaluó el porcentaje de germinación, correspondiente al número de semillas germinadas del total de semillas evaluadas (Hartmann *et al.* 2011).

La germinación se evaluó teniendo como criterio la emergencia de la radícula o el alargamiento del cotiledón, observando las semillas en un estereoscopio. Se evaluaron todos los tratamientos pregerminativos en las semillas de 11 especies, para el caso de *Eleocharis palustris* sólo se evaluó la germinación en el tratamiento de imbibición y sequía, por el escaso número de semillas (N=23).

### **Ensayos de germinación en vivero**

Este ensayo se realizó con las especies que tenían un mayor número de semillas disponibles. Se contaron entre 100 y 250 semillas, se pesaron y se calculó el peso de una semilla. Luego, para cada especie se conformaron grupos de semillas, se pesaron y se sembraron al voleo directamente en bandejas con tierra cernida en invernadero (Figura 53). Dos meses después de ser sembradas se contó el número de plántulas germinadas, con el fin de conocer cuántas semillas germinan al sembrar 1 gramo de semillas y el porcentaje de germinación en estas condiciones (Tabla 7).

Espece	Peso de una semilla (gr)	Número aproximado de semillas en 1 gramo
<i>Cyperus rufus</i>	0,00008	12500
<i>Juncus effusus</i> *	0,000012	83333
<i>Juncus ramboi</i>	0,00008	12500
<i>Eleocharis montana</i>	0,000013	76923
<i>Juncus bufonius</i>	0,000013	76923
<i>Cyperus bipartitus</i> *	0,00017	5882
<i>Kyllinga brevifolia</i>	0,00004	25000
<i>Ludwigia peruviana</i>	0,00004	25000

**Tabla 7** . Especies sembradas directamente en suelo, peso de una semilla y número de semillas en un gramo. El asterisco\* indica imbibición de las semillas previo a la siembra.



**Figura 53.** Montaje de supervivencia de las plántulas de *Cyperus rufus*, germinadas en el ensayo anterior. Se encuentran en bandejas con tierra sobre una bandeja con agua en el vivero del departamento de Biología -Universidad Nacional.

### Ensayos de supervivencia de plántulas

Cada semana, las semillas que germinaban en las cajas de Petri se trasplantaron en bandejas de germinación con tierra, inmersas en una bandeja con agua (Figura 53). Durante los dos meses siguientes se registró el número de plántulas vivas y con esta información se calculó el porcentaje de supervivencia mediante la fórmula:

$$\frac{\text{Número de plántulas vivas} \times 100}{\text{Número de plántulas inicial}}$$

### Evaluación del crecimiento de plántulas

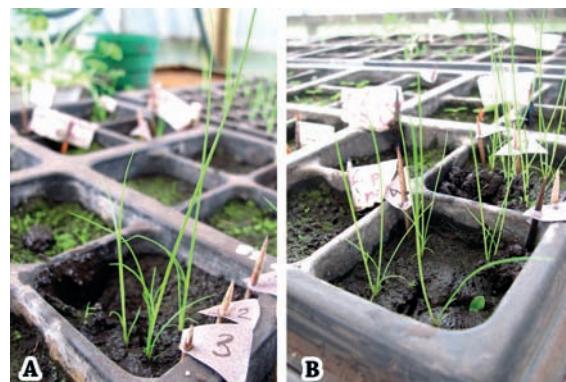
Dependiendo del número de plántulas vivas en la evaluación de la supervivencia, se evaluó el crecimiento de una o cinco plántulas por especie, excepto en *Eleocharis montana*, en donde se evaluaron 10 plántulas (Tabla 8).

Ensayo de crecimiento	
Especie	Número plántulas
<i>Cotula coronopifolia</i>	5
<i>Cyperus bipartitus</i>	5
<i>Cyperus rufus</i>	5
<i>Eleocharis dombeyana</i>	5
<i>Eleocharis montana</i>	10
<i>Eleocharis palustris</i>	2
<i>Juncus effusus</i>	5
<i>Juncus microcephalus</i>	2
<i>Juncus ramboi</i>	5
<i>Juncus tenuis</i>	3
<i>Killinga brevifolia</i>	5
<i>Ludwigia peruviana</i>	5

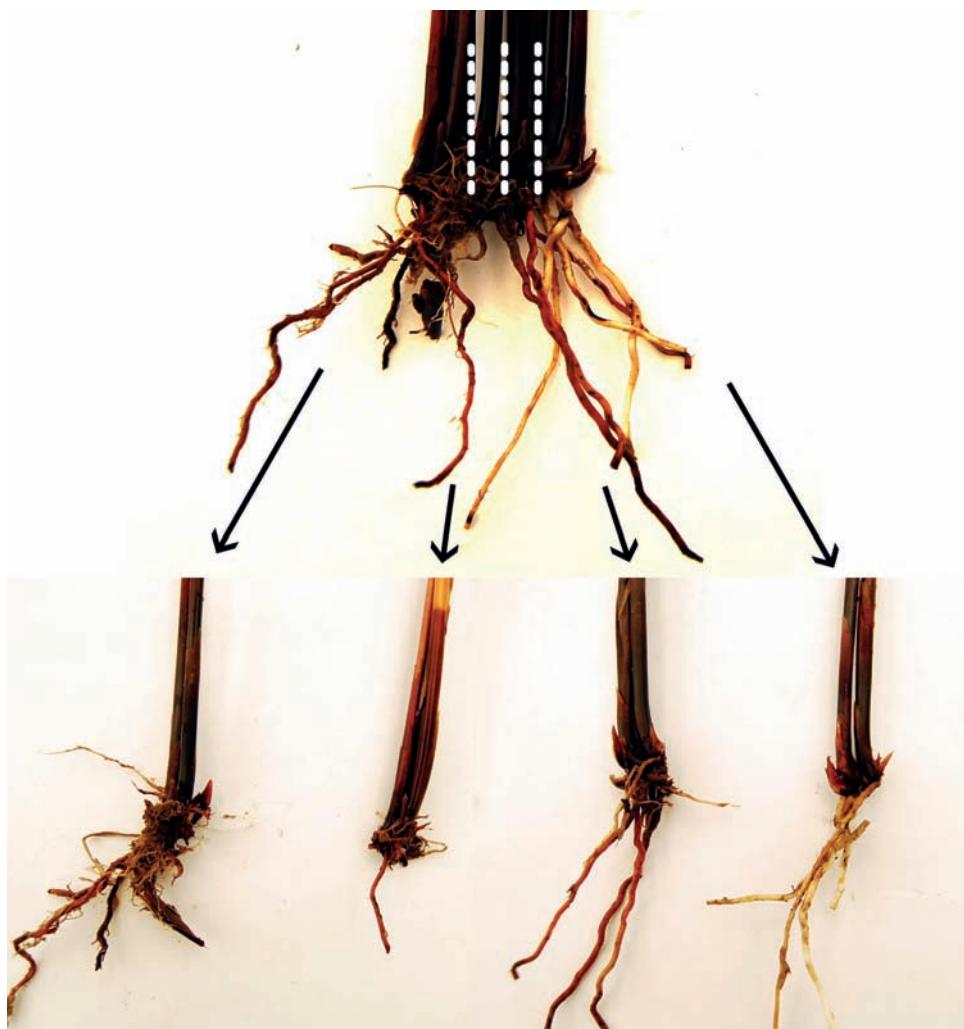
**Tabla 8.** Número de plántulas evaluadas en el ensayo de crecimiento.

Las plántulas se colocaron en bandejas de germinación con tierra cernida y húmeda. Las bandejas se encontraban sobre un recipiente con agua para proporcionar riego por infiltración. Para pasarlas de las cajas a las bandejas se utilizaron pinzas de disección y palillos de madera, cuidando de no afectar a las plántulas. Estas plántulas se marcaron con banderas numeradas del 1 al 5 (Figura 54). Se midió la altura mensualmente desde el primer mes, luego de la siembra hasta el sexto mes y con estos datos se calculó la tasa de crecimiento para las mediciones de los diferentes meses, según la siguiente fórmula (Hunt 1990):

$$TC = \frac{(\text{Medición final} - \text{Medición inicial})}{(\text{Tiempo final} - \text{Tiempo inicial})}$$



**Figura 54.** A. Plántulas de *Juncus ramboi* a los 3 meses con 10,3 centímetros de altura marcadas con “banderas” de 1 a 3 (señalas con flechas); se observa que la plántula 1 murió. B. Plántulas de *Eleocharis montana* a los 3 meses con 7 centímetros de altura.



**Figura 55.** División de los rizomas con tijeras podadoras y fragmentos de rizomas de *Juncus effusus*.

### **Propagación vegetativa a partir de rizomas**

La propagación se realizó dividiendo los rizomas de 6 especies de plantas de humedal: *Eleocharis montana*, *Cyperus bipartitus*, *Kyllinga brevifolia*, *Juncus tenuis*, *Juncus effusus* y *Juncus ramboi*; se dividieron los rizomas en fragmentos de 1 cm x 1 cm (Figura 55), retirando las hojas secas y sembrando los fragmentos en bandejas perforadas en la base, llenas de tierra negra y sobre tinas con agua (Figura 56).

### **Análisis de datos**

Se analizó la relación entre la germinación de las semillas y el tratamiento pre-germinativo por medio de tablas de contingencia en el programa SPSS 17.0.1 (SPSS 2008), en donde la hipótesis nula indica que existe independencia entre las variables dependientes e independientes; en este caso se analizó la relación entre la germinación y el tratamiento pregerminativo. Se utilizó un valor  $p=0.05$  (Martínez 2012).



**Figura 56.** Fragmentos de rizomas de *Juncus effusus* sembrados en bandejas con tierra negra sobre tinas con agua. Vivero transitorio PEDH La Vaca.

### **Resultados: fichas técnicas por especies**

A continuación se muestra la información de las 12 especies propagadas; 5 de las especies tienen información de la reproducción vegetativa, pues se colectaron varios núcleos en campo, que permitieron realizar el ensayo.

Las fichas se presentan en el orden alfabético de las especies. En ellas se incluye el nombre científico de la especie y tres bloques de información referentes a la especie, a la colecta y a la propagación.

### **Información de la especie**

Las fichas incluyen información taxonómica y botánica; el origen, distribución y rango altitudinal (Colombia) y datos ecológicos de la especie como su categorización en Colombia; beneficios ecológicos; y en algunos casos sus reportes, como maleza en otras partes del mundo (generalmente en sistemas agrícolas). Para la clasificación de distribución de las especies en los rangos altitudinales se consultaron las bases de datos en línea, del Herbario Nacional Colombiano COL (ICN 2004).

### **Información de colecta**

En este bloque se incluye la fecha de colecta, la localidad, la altitud, observaciones del hábitat, de las características del suelo, el estado fenológico (flores, frutos o semillas), la presencia de predadores, el hábito de la planta, la altura y el método de colecta realizado en campo o reportado en otras investigaciones.

### **Información de propagación**

En este bloque se incluye parte de los resultados experimentales y reportes de otras investigaciones. En términos generales se brinda información sobre el método de propagación y siembra, las condiciones de almacenamiento, la viabilidad de propagulos y de otros tratamientos pregerminativos empleados, los tipos de contenedores, sustratos y el riego usado en la propagación, y finalmente las características de las plántulas en las diferentes etapas de desarrollo (Figura 18).

A partir del análisis de datos de los ensayos de germinación se identificaron dos grupos de especies: uno en donde la germinación de las semillas varió significativamente entre los tratamientos evaluados (imbibición, imbibición vs. sequía y control), y otro en donde la germinación no varió significativamente. En el primer caso se reporta el resultado del tratamiento pregerminativo, en donde se obtuvo el mayor porcentaje de germinación; en el segundo caso se reporta el porcentaje de germinación obtenido en el control. Los resultados de los análisis de las pruebas estadísticas se encuentran en Martínez (2012).

En la parte de resultados experimentales también se presenta el tiempo en que ocurre la germinación después de la siembra, los porcentajes de supervivencia, las tasas de crecimiento entre el primer y sexto mes, el promedio de la altura de las plántulas a los 6 meses y el número de semillas germinadas (de un gramo de semillas) a los dos meses de sembradas en las condiciones de vivero; entre paréntesis se indica el porcentaje de germinación correspondiente a este ensayo.

Se utilizan las siguientes abreviaciones: mm (milímetros), cm (centímetros), m (metros) y g (gramos).

# *Cotula coronopifolia L.*

**Familia:** Asteraceae

**Nombre común:** cótula (Schmidt- Mumm 1998).



Hábito



Tallos, hojas e inflorescencias



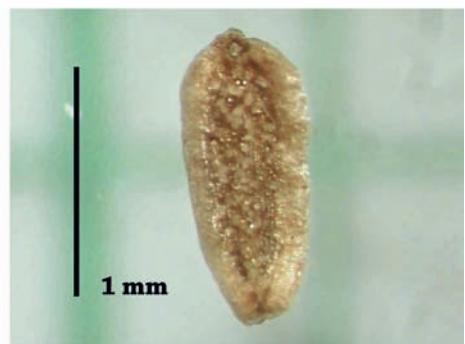
Fruto



Fruto



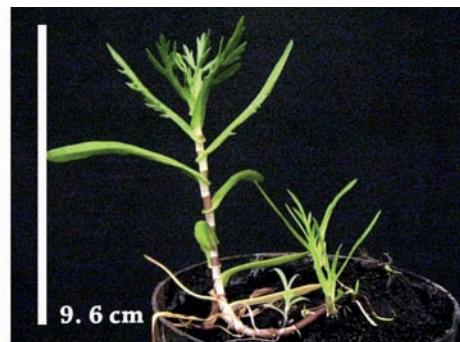
Fruto



Fruto



Plántula



Plántula

## Información de la especie

### Descripción

**Hábito:** hierba anual a perenne de hasta

30 cm de altura.

**Tallo:** tallos postrados, decumbentes o erectos de color rojizos, con estolones.

**Hojas:** verdes; suculentas; alternas, de hasta 5 cm de largo por 1,5 cm de ancho; enteras, irregularmente dentadas o lobuladas y el pecíolo que envaina, de color pardo.

**Inflorescencia:** capítulos de 5 a 10 mm de

diámetro.

**Flores:** tubulares, amarillas, las externas son femeninas, mientras que las internas son hermafroditas.

**Frutos:** achenos, los procedentes de las flores externas son comprimidos y alados, mientras que los que proceden de las internas son más pequeños y carentes de alas.

**Referencias y descripción botánica:** González 2008, Smaoui *et al.* 2011.

### Hábitat

Planta acuática emergente. Se le encuentra naturalmente en la zona de borde del PEDH Tíbanica colonizando suelos desnudos. Es una especie halófila (soporta la salinidad), en otras partes del mundo se encuentra en marismas y estuarios, a lo largo del litoral costero; soporta arena, limo y arcillas, no tolera la sombra, baja tolerancia a heladas (AKEPIC 2012).

### Datos sobre su distribución

**Rango nativo:** nativa del sur de África y presente en Sur América (aunque se cuestiona como nativa de esta región, Cook 1985).

**Distribución:** Suráfrica, Europa, Suramérica, Norteamérica, Nueva Zelanda, Australia y Tasmania (Smaoui *et al.* 2011). Es común en el hemisferio sur y está disperso a lo largo de la costa norte del Atlántico y Pacífico (Sýkora 1990).

**Rango altitudinal en Colombia:** 2540 - 2800 m.

**Datos de interés:** en Colombia se reporta como exótica naturalizada y presente en los humedales (Fernández-Alonso & Hernández-Schmidt 2007). Como especie halófila, coloniza suelos salinos y cerca a aguas contaminadas. Aunque se presenta naturalmente en los humedales de Bogotá, como especie exótica naturalizada, no

presenta características de especie invasora, no obstante, se sugiere monitorear sus poblaciones. (Fernández-Alonso & Hernández-Schmidt 2007).

### Rasgos de historia de vida

**Estructuras clonales:** estolones

**Propágulos sexuales:** achenos

**Bancos de semillas:** las semillas atrapadas entre hojas y tallos de plantas adultas soportan períodos de inundación, luego

de esto germinan, como se observó en el PEDH Juan Amarillo (Díaz & Martínez 2012).

Reporte en el canal de Goolwa, Australia (Nicol & Ward 2010).

### Presencia en los PEDH

Se encuentra naturalizada en los PEDH Tibanica, Córdoba y Conejera e introducida en parcelas experimentales en el PEDH Juan Amarillo y La Vaca (Díaz & Martínez 2012).

### Información de colecta

**Fecha:** 25 de enero de 2011

**Herbívoros:** ausentes.

**Localidad:** PEDH Jaboque, Bogotá.

**Hábito:** herbáceo.

**Coordenadas:** 4° 43'32.68"N

**Altura:** 15 cm.

y 74° 8'54.53"O.

**Métodos de colecta:** se sacude la base

**Altitud:** 2.600 m.

de la inflorescencia en una bolsa plástica.

**Características del suelo:** arcilloso y compacto.

Posteriormente se separan los achenos de

**Fenología:** botones y flores.

otras partículas por medio de pinzas.

**Plántulas:** ausentes.

### Información de propagación

#### Métodos de propagación

Por semilla y propagación vegetativa por división de estolones (González 2008).

### Resultados de experimentos

#### 1. Propagación por semilla

**Tratamiento pregerminativo:** ninguno.

**Altura media de la plántula a los 6 meses:**

**Porcentaje de germinación:** 17 %.

**8,36 cm.**

**Tiempo de germinación:** Siete a 14 días después de la siembra.

**Semillas germinadas en 1g, en tierra luego de 2 meses:** no se realizó el experimento.

**Porcentaje de supervivencia:** 67%

**Condiciones de almacenamiento:** desconocido.

**Tasa de crecimiento de altura, del primer al sexto mes:** 1,4 cm/mes.

**Duración de la viabilidad:** desconocido.

**Otros tratamientos pregerminativos:**

desconocido.

#### 2. Propagación vegetativa

No se realizó el experimento en vivero, pero los núcleos trasplantados del PEDH Tibanica a el PEDH Juan Amarillo tuvieron un desarrollo exitoso (Díaz & Martínez 2012).

## Método de siembra

**Tipo de contenedores:** fase de establecimiento en bandejas plásticas de 70 X 30 cm y 10 cm de profundidad. Fase de crecimiento en bolsas de vivero de 30 x 15 cm.

**Método:** siembra de los aquenios en hileras, a una distancia de 5 cm entre sí, sobre sustrato húmedo, en bandejas con

riego por infiltración (colocadas dentro de bandejas más grandes con agua).

**Sustrato:** ¾ tierra negra y ¼ de turba.

Riego: en la fase de establecimiento se puede utilizar riego por infiltración. En la fase de crecimiento se usa riego por goteo.

## Etapas de desarrollo

### 1. Descripción

La **etapa de establecimiento** inicia con la emergencia de los cotiledones, hasta que la plántula tiene 5 cm de altura; en este momento se trasplanta la plántula a un contenedor de mayor tamaño e inicia la **etapa de crecimiento**. Esta finaliza cuando la plántula tiene 10 cm de alto. En la **etapa de endurecimiento** las plántulas se aclimatan al aire libre.

### 2. Duración aproximada:

Etapa de establecimiento: 5 meses.

Etapa de crecimiento: 4 meses.

Etapa de endurecimiento: 2 semanas.

# *Cyperus bipartitus* Torr.

**Familia:** Cyperaceae

**Nombre común:** cyperus de río o junco brillante



Hábito



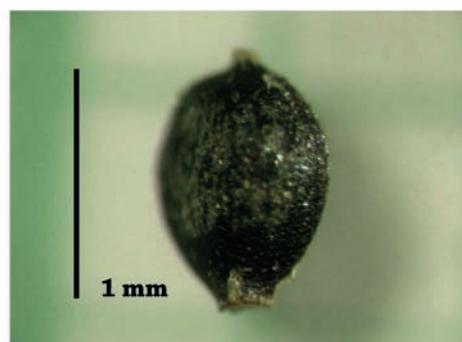
Flores en las espiguillas



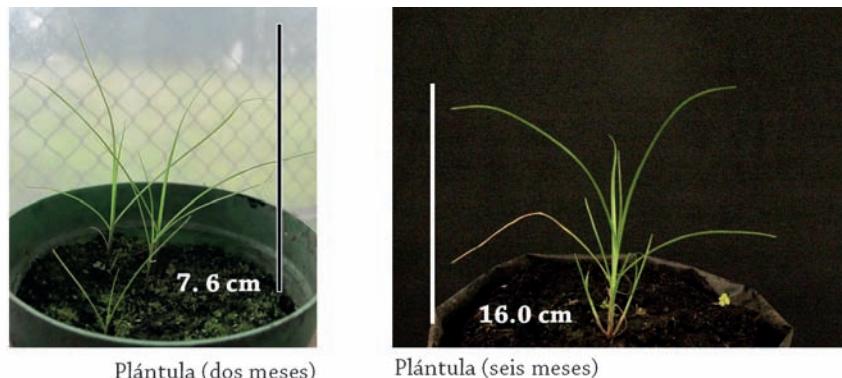
Fruto



Fruto



Fruto



## Información general

### Descripción

**Hábito:** hierba densamente cespitosa, anual, de 3 a 25 cm de altura (hasta 30).

**Raíces:** fibrosas.

**Tallo:** culmos verdes, triangulares en sección transversal, de 0,3 a 1,4 mm de diámetro.

**Hojas:** verdes, aplanadas o en forma de "v", una a tres por tallo, de 1 a 8 cm de largo y 1 a 2 mm de ancho. Los restos marchitos de las hojas viejas pueden persistir en la base de los culmos.

**Inflorescencia:** espigas pardas a castañas rojizas, ligeramente ovoide, de 1 a 14 mm de largo y 9 a 14 mm de ancho. Cada es-

piga con tres a cinco (ocho) espiguillas, oblongas u oblongas-lanceoladas, aplanas de 8 a 18 mm de largo y 2,0 a 2,6 (3,0) de ancho, con raquilla persistente y varias escamas deciduas.

**Flores:** con un estílo bipartito y dos o tres estambres.

**Frutos:** achenios negros, con forma parecida a una lenteja, de 1,0 a 1,3 (1,5) mm de largo y (0,6) 0,8 de ancho.

**Referencias y descripción botánica:** Tucker 1994, Hilt 2002-2012.

### Hábitat

Planta acuática emergente en zonas de borde. Se le puede encontrar en el PNN Chingaza en la vegetación de suelos húmedos en transición a lugares pantanosos y temporalmente encharcados (Schmidt-Mumm & Vargas 2012). De acuerdo con Mohlenbrock (2005), es una especie que el 67 al 99% de las veces se encuentra en humedales. Puede ocurrir alrededor de estanques y lagos, corrientes de agua y aguas poco profundas (Mohlenbrock 2005).

### Datos sobre su distribución

**Rango nativo:** América.

**Distribución:** Norteamérica, Centroamérica y Suramérica (Tucker 1994, Hilt 2002-2012, GBIF 2012). Está reportada en el PNN Chingaza (Schmidt-Mumm & Vargas 2012).

**Rango altitudinal en Colombia:** 2.550 - 3.500 m.

**Datos de interés:** útil para iniciar la colonización de plantas y controlar la erosión en suelos despejados, en restauración de humedales (Gargiullo 2007).

## Rasgos de historia de vida

**Estructuras clonales:** ausentes. de agua dulce de Maryland, Estados Unidos  
**Propágulos sexuales:** aquenios. (Peterson & Baldwin 2004).  
**Bancos de semillas:** Reportes en humedales

## Presencia en los PEDH

Ausente naturalmente. En parcelas de rehabilitación ecológica en el PEDH La Vaca (Díaz Martínez 2012).

## Información de colecta

**Fecha:** 6 de febrero 2011. **Plántulas:** ausentes.  
**Localidad:** Fúquene, Cundinamarca. **Predadores:** ausentes.  
**Coordenadas:** 5° 26' 34.08" N, 73° 46' 19.09" O. **Hábito:** herbáceo.  
**Altitud:** 2.569 m. **Altura:** 15 cm.  
**Características del suelo:** arcilloso y compacto. **Método de colecta:** se colectan las espigas maduras con tijeras, posteriormente se extraen los frutos con pinzas finas.  
**Fenología:** frutos y semillas.

## Información de propagación

### Método de propagación

Por semillas y esquejes.

### Resultados de experimentos

#### 1. Propagación por semilla

**Tratamiento pregerminativo:** imbibición en agua destilada por 15 h. **Ses:** 14, 5 cm.  
**Porcentaje de germinación:** 22 %. **Semillas germinadas en 1g, en tierra luego de 2 meses:** 188 (3,2 %).  
**Tiempo de germinación:** desde los 21 hasta los 42 días después de la siembra. **Condiciones de almacenamiento:** desconocida.  
**Porcentaje de supervivencia:** 75 %. **Duración de la viabilidad:** desconocido.  
**Tasa de crecimiento de altura, del primer al sexto mes:** 2,4 cm/mes. **Otro tratamiento pregerminativo:** desconocido.  
**Altura media de la plántula a los 6 meses:**

#### 2. Propagación vegetativa

Exitsa, alta supervivencia, producción de rebrotes y semillas. Los esquejes deben sembrarse inmediatamente.

## Método de siembra

**Tipo de contenedores:** fase de establecimiento en bandejas plásticas de 70 X 30 cm y 10 cm de profundidad. Fase de crecimiento en bolsas de vivero de 30 x 15 cm. **Método:** siembra de los aquenios en hileras, a una distancia de 5 cm entre sí, sobre sustrato húmedo, en bandejas con riego por infiltración (colocadas dentro de bandejas más grandes con agua). Si se siembran al voleo, las plántulas deben organizarse en la bandeja de forma que queden separadas entre sí 5 cm (luego de un mes y medio de germinadas). En cuanto a

los esquejes se dividen en fragmentos de 1cm de ancho y se siembran en bandejas con sustrato húmedo a 5 cm de distancia, las hojas se secan, pero luego de un tiempo rebrotan nuevas.

**Sustrato:**  $\frac{3}{4}$  tierra negra y  $\frac{1}{4}$  de turba; tolera varios tipos de sustrato como arena, grava, rocoso, arcilloso (Hilty 2002-2012). **Riego:** en la fase de establecimiento de plántulas se puede utilizar riego por infiltración. En la fase de crecimiento se usa riego por goteo.

## Etapas de desarrollo

### 1. Descripción

La **etapa de establecimiento** inicia con la emergencia de las hojas hasta que la plántula tiene 10 cm de altura, en el caso de la semilla; en el caso de los esquejes se caracteriza por la formación de rebrotes y el crecimiento inicial de algunos tallos; en este momento se trasplanta la plántula a un contenedor de mayor tamaño e inicia la **etapa de crecimiento**. Esta finaliza cuando la plántula tiene 15 cm de alto y ha formado una macolla. En la **etapa de endurecimiento** las plántulas se aclimatan al aire libre.

### 2. Duración aproximada

**Etapa de establecimiento:** por semillas, 3 meses; por esquejes, 4 meses.

**Etapa de crecimiento:** por semillas, 4 meses; por esquejes, 2 meses.

**Etapa de endurecimiento:** 2 semanas.

# *Cyperus rufus* Kunth

**Familia:** Cyperaceae

**Nombre común:** cortadera (Schmidt-Mumm 1998)



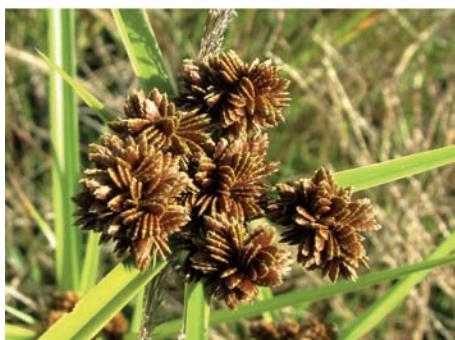
Hábito



Inflorescencia



Inflorescencia



Fruto



Fruto



Plántula (dos meses)



Plántula (seis meses)

## Información general

### Descripción

**Hábito:** hierba erecta, anual, de 20 -80 cm de altura.

**Raíz:** sistema radical compuesto por raíces fibrosas, del mismo tamaño y grosor.

**Tallo:** verde, triangular con los bordes afilados, con surcos en la superficie, sólido.

**Hojas:** verdes, aplanas, láminas con surcos, envainando al tallo en la base, de 20 a 40 cm de largo y 4 a 7 mm de ancho, más cortas que los culmos.

**Inflorescencia:** panícula umbeliforme ter-

minal, con brácteas dispuestas en extremo apical del tallo. Espiguillas café - rojizas o cobrizas, lateralmente comprimidas.

**Flores:** bisexuales, estambres 3, estilo 3 - ramificado aprox. 1 mm de largo.

**Frutos:** achenos pardos rojizos, ovoides o elipsoides, triangulares en sección transversal, aprox. 1 mm de largo.

**Referencias y descripción botánica:** Humboldt *et al.* 1816, Fuentes *et al.* 2011.

### Hábitat

Hierba acuática emergente. Presente en lugares inundados, en valles fríos entre Soacha y Chía (Humboldt *et al.* 1816), en suelos minerales u orgánicos de pantanos y charcas someras en el PNN Chingaza (Schmidt-Mumm & Vargas 2012). Dominante en la vegetación de los alrededores de las lagunas de la región paramuna de Colombia (Rangel 2000). En zonas topográficamente bajas y más conservadas, al nororiente del PEDH Jaboque (Montenegro *et al.* 2006). En las parcelas de restauración de los PEDH Juan Amarillo y La Vaca; allí es capaz de soportar diferentes condiciones de humedad, desde el borde hasta 20 m de este (Díaz & Martínez 2012). Susceptible a la competencia por gramíneas exóticas y *Cucurbita pepo* (Díaz & Martínez 2012).

### Datos sobre su distribución

**Rango nativo:** Colombia (GBIF 2012).

**Distribución:** Colombia (Fernández-Alonso & Hernández-Schmidt 2007). PNN Chinga-

za (Schmidt-Mumm & Vargas 2012). Esta especie se encuentra entre las ilustraciones de la Real Jardín Botánico-CSIC (2012).

**Rango altitudinal en Colombia:** 2.550-3.500 m.

**Datos de interés:** se considera maleza de

sistemas agrícolas en el altiplano cundiboyacense (Fuentes *et al.* 2011).

### Rasgos de historia de vida

**Estructuras clonales:** ausentes.

medal Jaboque, Colombia (Montenegro *et al.* 2006).

**Propágulos sexuales:** aquenios.

**Bancos de semillas:** persistentes en el hu-

### Presencia en los PEDH

Escasa en la vegetación emergente del PEDH Jaboque, clasificada como vulnerable (Montenegro *et al.* 2006). Presente en algunos sectores del PEDH Santa María del Lago. En parcelas de rehabilitación de los PEDH Juan Amarillo y La Vaca (Díaz & Martínez 2012).

### Información de colecta

**Fecha:** 6 de febrero 2011.

**Plántulas:** ausentes.

**Localidad:** Fúquene, Cundinamarca.

**Herbívoros:** ausentes

**Coordenadas:** 5° 26' 34.08" N, 73° 46' 19.09" O.

**Hábito:** herbáceo.

**Altitud:** 2.569 m.

**Altura:** 70 - 80 cm.

**Características del suelo:** arcilloso y compacto.

**Método de colecta:** se sacude la espiga en una bolsa plástica. Las semillas se separan de las otras partículas por medio de pinzas.

**Fenología:** botones, flores, frutos y semillas.

### Información de propagación

#### Método de propagación

Por semilla.

### Resultados de experimentos

#### 1. Propagación por semilla

**Tratamiento pregerminativo:** ninguno.

**Altura media de la plántula a los 6 meses:** 11,42 cm.

**Porcentaje de germinación:** 92 %.

**Semillas germinadas en 1g, en tierra luego de 2 meses:** 4808 (38%).

**Tiempo de germinación:** desde los 7 hasta los 28 días después de la siembra.

**Condiciones de almacenamiento:** lugar frio y seco.

**Porcentaje de supervivencia:** 72 %.

**Duración de la viabilidad:** desconocida.

**Tasa de crecimiento de altura, del primer al sexto mes:** 2,0 cm/mes.

**Otro tratamiento pregerminativo:** desconocido.

## 2. Propagación vegetativa

No se realizaron ensayos de propagación vegetativa en vivero; sin embargo, los núcleos trasplantados del sitio de colecta a los PEDH Juan Amarillo y La Vaca presentaron una alta supervivencia sin competencia por gramíneas exóticas (Díaz & Martínez 2012).

### Método de siembra

**Tipo de contenedores:** fase de establecimiento en bandejas plásticas de 70 X 30 cm y 10 cm de profundidad. Fase de crecimiento en bolsas de vivero de 30 x 15 cm. **Método:** siembra de aquenios al voleo sobre el sustrato húmedo. Luego de un mes se deben distanciar las plántulas a 5 cm, con palillos o pinzas; o sembrarlas en hi-

leras en la superficie del sustrato a esta misma distancia.

**Sustrato:**  $\frac{3}{4}$  tierra negra y  $\frac{1}{4}$  de turba.

**Riego:** en la fase de establecimiento de plántulas se puede utilizar riego por infiltración. En la fase de crecimiento se usa riego por goteo.

### Etapas de desarrollo

#### 1. Descripción

La **etapa de establecimiento** inicia con la emergencia de las hojas, hasta que la plántula tiene 10 cm de altura, en el caso de la semilla; en este momento se trasplanta la plántula a un contenedor de mayor tamaño e inicia la **etapa de crecimiento**. Esta finaliza cuando la plántula tiene 20 cm de alto y ha formado una macolla. En la **etapa de endurecimiento** las plántulas se aclimatan al aire libre.

#### 2. Duración aproximada

**Etapa de establecimiento:** 3 meses.

**Etapa de crecimiento:** 6 meses.

**Etapa de endurecimiento:** 2 semanas.

# *Eleocharis dombeyana* Kunth.

**Familia:** Cyperaceae

**Nombre común:** pasto aguja



Hojas e inflorescencia



Fruto



Plántula (dos meses)



Plántula (seis meses)



Detalle de la base

## Información general

### Descripción

Hábito: hierba perenne.	flores densamente agrupadas.
Tallo: culmos verdes a pardo claro, erectos, delgados, cilíndricos, con estrías en su superficie de 5 a 54 cm de largo. Rizomas horizontales delgados.	Flor: con tres estambres, los filamento de 1mm de largo, el estilo trífido de 0.2 a 0.3 mm de largo.
Hojas: vainas foliares en las base del culmo, rojizas, membranosas, las vainas externas duras.	Fruto: aquenio pardo a pardo amarillento, obovoide, de 1 mm de largo y 0.7 a 1 mm de ancho, con seis cerdas duras, delgadas, pardo rojizas a su alrededor y de mayor tamaño.
<b>Inflorescencia:</b> espiga solitaria terminal, pardo rojizas, ovado a aguda u oblonga elíptica, ápice agudo, de 5 a 11 mm de largo y 2 a 4 mm de ancho, con muchas	<b>Referencias descripción botánica:</b> Chamorro 1981, Bonilla-Barbosa y Novelo 1995.

### Hábitat

Planta hidrófila emergente. Habita en bordes de lagos o praderas húmedas (Bonilla-Barbosa y Novelo 1995). Se encuentra en los alrededores de la laguna de Fúquene en sitios con baja intervención. Es una especie compartida de la región paramuna de Costa Rica y Colombia (Llorente & Morrone 2001). En su rango de distribución nativa se le puede encontrar también en lugares húmedos en pastizales, bosques de roble, bosques de montaña y áreas perturbadas (ver citas en Davidse *et al.* 1994).

### Datos sobre su distribución

Rango nativo: Centro y Sur América (González- Elizondo & Tena-Flores 2000, GBIF 2012).	Centro y Sur América (Bonilla Barbosa y Novelo 1995).
<b>Distribución:</b> de amplia distribución en	<b>Rango altitudinal en Colombia:</b> 2.600 - 3.550 m.

### Rasgos de historia de vida

<b>Estructuras clonales:</b> rizoma y estolones. Es probable que estos sean parte importante para la persistencia de sus poblaciones.	<b>Propágulos sexuales:</b> aquenios. <b>Bancos de semillas:</b> desconocido.
---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------	-------------------------------------------------------------------------------

### Presencia en los PEDH

PEDH Tibanica. Sembradas en los bordes del PEDH La Vaca (Díaz & Martínez 2012).

## Información de colecta

Fecha: 6 de febrero 2011.	Herbívoros: ausentes.
Localidad: Fúquene, Cundinamarca.	Hábito: herbáceo .
Coordenadas: N5 26.568 W73 46.317.	Altura: hasta 60 cm.
Altitud: 2.569 m.	<b>Método de colecta:</b> se cortan las espigas maduras o se desgranan las espigas con los dedos. Posteriormente se separan las semillas con pinzas.
Características del suelo: arcilloso y compacto.	
Fenología: frutos y semillas.	
Plántulas: ausentes.	

## Información de propagación

### Método de propagación

Por semilla, división de rizomas y estolones.

### Resultados de experimentos

#### 1. Propagación por semilla

Tratamiento pregerminativo: ninguno.	Semillas germinadas en 1g, en tierra luego de 2 meses: no se realizó experimento
Porcentaje de germinación: 9%.	<b>Condiciones de almacenamiento:</b> desconocidas.
Tiempo de germinación: desde los 21 hasta los 42 días después de la siembra.	<b>Duración de la viabilidad:</b> desconocida.
Porcentaje de supervivencia: 39%.	<b>Tratamiento pregerminativo:</b> desconocido. Se recomienda ensayar otros tratamientos que favorezcan la germinación.
Tasa de crecimiento altura, del primer al sexto mes: 1,0 cm/mes.	
Altura media de la plántula a los 6 meses: 6,26 cm.	

#### 2. Propagación vegetativa

Se recomienda realizar experimentos de propagación por medio de rizomas o estolones.

### Método de siembra

<b>Tipo de contenedores:</b> fase de establecimiento en bandejas plásticas de 70x 30 cm y 10 de profundidad, grande de 70 x 30 cm. Fase de crecimiento en bolsas de vivero de 30 x 15 cm.	Sustrato: $\frac{3}{4}$ tierra negra y $\frac{1}{4}$ de turba. Se recomienda ensayar otro sustrato que favorezca el crecimiento.
<b>Método:</b> siembra de aquenios al voleo sobre el sustrato húmedo, luego de un mes se deben distanciar las plántulas a 5 cm, con palillos o pinzas; o sembrarlas en hileras en la superficie del sustrato a esta misma distancia.	Riego: en la fase de establecimiento se puede utilizar riego por infiltración para que por capilaridad se humedezca el suelo. En la fase de crecimiento se usa riego por goteo.

## Etapas de desarrollo

### 1. Descripción

La **etapa de establecimiento** inicia con el alargamiento de los cotiledones, hasta que la plántula tiene 5 cm de altura; en este momento se trasplanta la plántula a un contenedor de mayor tamaño e inicia la **etapa de crecimiento**. Esta finaliza cuando la plántula tiene 30 cm de alto y ha formado una macolla. En la **etapa de endurecimiento** las plántulas se aclimatan al aire libre.

### 2. Duración aproximada

**Etapa de establecimiento:** 5 meses.

**Etapa de crecimiento:** 10 meses.

**Etapa de endurecimiento:** 2 semanas.

# *Eleocharis montana* (Kunth)

*Roem. & Schult.*

**Familia:** Cyperaceae

**Nombre común:** pasto aguja, cebolleta de agua, junco

(CIC & EAAB 2000, Bernal *et al.* 2012)



Hábito



Rizoma



Hojas e inflorescencia inmadura



Inflorescencias



Espiga con frutos maduros



Fruto



Plántula (3 meses)



Detalle de las hojas



Plántula (6 meses)

## Información general

### Descripción

Hábito: hierba perenne, de 20 a 90 cm de alto.	muchas flores densamente agrupadas.
Tallo: tallos verdes, erectos, cilíndricos, de 30 a 80 cm de largo y 0.7 a 2.5 mm de ancho; rizomas engrosado.	Flores: con 3 estambres, filamentos de 1.6 a 1.7 mm de largo, estilo 2 o 3 -fido, de 0.6 a 0.8 mm de largo.
Hojas: vainas purpúreas a pardo rojizas en la parte inferior, ápice truncado o mucronado, de 8 a 15 cm de largo.	Frutos: aquenio amarillo, oliváceos o pardos, biconvexos a obtusamente triangular, de 1 a 1.3 (1,6) mm de largo, con 6 a 8 cerdas, delgadas a su alrededor.
Inflorescencia: espigas solitarias, terminales, pardas a rojizas de 8-25 mm, con	Referencias y descripción botánica: Davidse <i>et al.</i> 1994, Pérez & Fonseca 1997.

### Hábitat

Planta acuática emergente. Se le encuentra en orillas de pantanos, turberas, alrededor de estanques y praderas costeras del río de la Plata-Argentina (Godfrey & Wooten 1981, Isacch *et al.* 2006, Efloras 2012) desde el nivel del mar hasta los 2.800 m. El tipo de *E. montana* cerca de Bogotá, Colombia, es el extremo montañoso de la especie (Efloras

2012). Se ha colectado en cercanías de la laguna de Fúquene sobre suelos inundados y en el complejo de humedales de la meseta en Popayán. En México se la puede encontrar en sitios húmedos de bosques de pino y roble, bosques de montaña, selvas caducifolias, matorrales, sabanas, plantaciones y bordes de camino (Davidse *et al.* 1994).

### Datos sobre su distribución

**Rango nativo:** América (González- Elizondo & Tena-Flores 2000).  
**Distribución:** sureste de Estados Unidos a Sur América y Antillas. En Colombia se reporta en varios lugares, entre ellos en el complejo de humedales de la meseta de Popayán.  
**Rango altitudinal en Colombia:** 900-2.660 m.

### Rasgos de historia de vida

**Estructuras clonales:** rizomas. **Bancos de semillas:** no se conoce.  
**Propágulos sexuales:** aquenios.

### Presencia en los PEDH

Ausente. En parcelas de rehabilitación ecológica en los PEDH La Vaca y Juan Amarillo (Díaz y Martínez 2012).

### Información de colecta

**Fecha:** 6 de febrero 2011. **Herbivoría:** ausentes.  
**Localidad:** Fúquene, Cundinamarca. **Hábito:** herbáceo.  
**Coordenadas:** 5° 26' 34.08" N, 73° 46' 19.09" O. **Altura:** 25 y 50 cm.  
**Altitud:** 2.569 m. **Método de colecta:** se colectan las espigas maduras con tijeras podadoras o se desgranen las espigas con los dedos, posteriormente se separan las semillas con pinzas.  
**Características del suelo:** arcilloso y compacto.  
**Fenología:** flores, frutos y semillas  
**Plántulas:** ausentes.

### Información de propagación

#### Método de propagación

Por semilla y división del rizoma.

#### Resultados de experimentos

##### 1. Propagación por semilla

**Tratamiento pregerminativo:** ninguno. **Porcentaje de supervivencia:** 75 %.  
**Porcentaje de germinación:** 63 %. **Tasa de crecimiento altura, del primer al sexto mes:** 2,0 cm/mes.  
**Tiempo de germinación:** desde los 14 a los 42 días después de la siembra. **Altura media de la plántula a los 6 me-**

ses: 10,92 cm.

**Semillas germinadas en 1g, en tierra luego de 2 meses:** 432 (0,6 %).

**Condiciones de almacenamiento:** frío y seco.

**Duración de la viabilidad:** desconocida.

**Otros tratamientos pregerminativos:** desconocido.

## 2. Propagación vegetativa

Exitsa, alta supervivencia, producción de rebrotes y semillas. Los núcleos trasplantados a las parcelas de rehabilitación de los PEDH Juan Amarillo y La Vaca crecen mejor en suelos con alto nivel freático, o en donde se apoya el agua y se controlan las gramíneas exóticas (Díaz & Martínez 2012).

### Método de siembra

**Tipo de contenedores:** fase de establecimiento en bandejas de 70 x 30 cm y 10 cm de profundidad. Fase de crecimiento en bolsas de vivero de 30 x 15 cm.

**Método de siembra:** siembra de aquenios al voleo sobre el sustrato húmedo. Luego de un mes se deben distanciar las plántulas a 5 cm, con palillos o pinzas; o sembrarlas en hiladas en la superficie del sustrato a esta misma distancia. En cuanto a los rizomas se dividen en fragmentos de

1 cm de largo dejando por lo menos un brote y se siembran en bandejas sobre el sustrato, a 5 cm de distancia.

**Sustrato:** ¾ tierra negra y ¼ de turba.

**Riego:** en la fase de establecimiento se puede utilizar una bandeja con agua debajo de la bandeja de germinación o de rebrote de los rizomas, para que por capilaridad se humedezca el suelo; en la fase de crecimiento se usa riego por goteo.

### Etapas de desarrollo

#### 1. Descripción

La **etapa de establecimiento** inicia con la emergencia de las hojas, hasta que la plántula tiene 7 cm de altura, en el caso de la semilla; en el caso de los rizomas se caracteriza por la formación de rebrotes y el crecimiento inicial de algunos tallos. En este momento se trasplanta la plántula a un contenedor de mayor tamaño e inicia la **etapa de crecimiento**. Esta finaliza cuando la plántula tiene 20 cm de alto y ha formado una macolla en el caso de los rizomas. En la **etapa de endurecimiento** las plántulas se aclimatan al aire libre.

#### 2. Duración aproximada

**Etapa de establecimiento:** aquenios (3 meses), rizomas (4 meses).

**Etapa de crecimiento:** aquenios (5 meses), rizomas (2 meses).

**Etapa de endurecimiento:** 2 semanas.

# *Eleocharis palustris* (L.) Roem. & Schult.

**Familia:** Cyperaceae

**Nombre común:** pasto aguja, cebolleta de agua, junco, fosforito

(CIC & EAAB 2000, Bernal *et al* 2012)



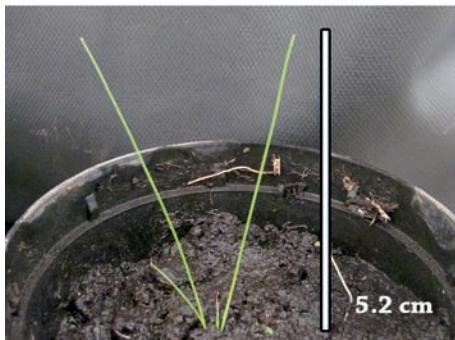
Tallos e inflorescencias



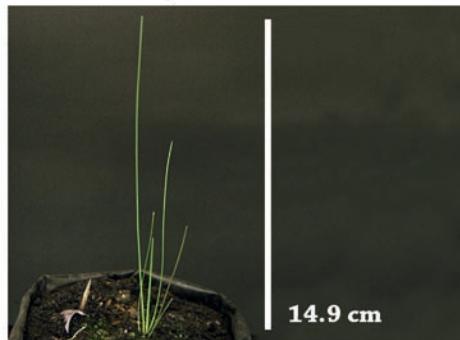
Fruto



Detalle de las hojas



Plántula (3 meses)



Plántula (6 meses)

## Información general

### Descripción

**Hábito:** hierba perenne, de 10 a 100 cm de alto.

**Raíz:** fibrosa.

**Tallos:** Culmos verdes, erectos, cilíndricos o elípticos, con estrías en su superficie, de hasta 100 cm de largo y 1.5 a 2.0 mm de ancho. Estolones robustos, con internodos largos, también desarrolla rizoma.

**Hojas:** Vainas foliares, pardo-rojiza en la base, pardo clara hacia el ápice, membranosas, contra el culmo, de 5 a 6 cm de largo, ápice circular.

**Inflorescencia:** espiga solitaria, terminal, parda a rojiza, cilíndrica o ligeramente ovoide, de 1 a 1.4 cm de largo, 2.5 a 3.0 mm de ancho, con muchas flores densamente agrupadas,

**Flor:** estambres 3, filamentos de 3 mm de largo, estilo bifido.

**Fruto:** aquenio, amarillo a pardo -verdoso brillante, oblongo -obovoide, con 4 a 8 cerdas delgadas a su alrededor, algunas superan la longitud del aquenio.

**Referencias y descripción botánica:** Chamorro 1981, Hoag *et al.* 2001

### Hábitat

Planta acuática emergente. Es una especie que el 99% de las veces se le encuentra en humedales. Tolera largos períodos de inundaciones; crece sobre suelos de textura fina, neutros a alcalinos o salinos; tiene una asociación simbiótica con bacterias fijadoras de nitrógeno, por lo que puede crecer en suelos pobres. Coloniza espacio horizontal rápidamente, más de 30 cm por año, y constituye una fuente de alimento para la fauna y un lugar de anidación para aves (Hoag *et al.* 2001).

### Datos sobre su distribución

**Rango nativo:** es una especie principalmente holártica, pero igualmente se distribuye en Sur América.

**Distribución:** se encuentra en Norteamérica (desde Alaska hasta California) y en Eurasia. También en el sureste de Australia y en Sur América (González- Elizondo & Tena-Flores 2000).

**Rango altitudinal en Colombia:** 2550-3050 m.

### Rasgos de historia de vida

**Estructuras clonales:** estolones y rizomas.

**Propágulos sexuales:** aquenios.

**Bancos de semillas:** reportes en pantanos, bosque inundados y/o praderas presentes en los Países bajos, Alemania, Canadá, Estados Unidos (Leck & Schütz 2005).

### Presencia en los PEDH

Se reporta en el PEDH Córdoba. Sembrada en borde en el PEDH La Vaca (Díaz & Martínez 2012).

## Información de colecta

Fecha: 6 de febrero 2011.	Herbívoros: ausentes.
Localidad: Fúquene, Cundinamarca.	Hábito: herbáceo.
Coordenadas: N5 26.568 W73 46.317.	Altura: 60 cm.
Altitud: 2.569 msnm.	<b>Método de colecta:</b> se colectan las espigas maduras o se desgranan las espigas con los dedos. Posteriormente se separan las semillas con pinzas.
Características del suelo: arcilloso y compacto.	
Fenología: frutos y semillas.	
Plántulas: ausentes.	

## Información de propagación

### Método de propagación

Por semilla, división de estolones y rizomas.

### Resultados de experimentos

#### 1. Propagación por semilla

**Tratamiento pregerminativo:** solo se evaluó en el tratamiento de imbibición-sequía. 15 h en agua destilada y 15 h en papel filtro seco.

**Porcentaje de germinación:** 12 %.

**Tiempo de germinación:** desde los 21 hasta los 42 días después de la siembra.

**Porcentaje de supervivencia:** 67 %.

**Tasa de crecimiento altura, del primer al sexto mes:** 2,3 cm/mes.

**Altura media de la plántula a los 6 meses:** 12,4 cm.

**Semillas germinadas en 1g, en tierra lue-**

**go de 2 meses:** no se realizó experimento

**Condiciones de almacenamiento:** desconocidas.

**Duración de la viabilidad:** desconocida.

**Tratamiento pregerminativo:** reportes de estratificación por humedad (Bartow 2007). Las semillas se someten a un enfriamiento húmedo por 30 días en una mezcla de musgo *Sphagnum* y agua destilada de 1 a 3 °C en un enfriador. Luego se siembran colocándolas en la superficie del sustrato y manteniendo la humedad hasta la germinación (Hoag *et al.* 2001).

#### 2. Propagación vegetativa

Se recomienda realizar experimentos de propagación por medio de rizomas o estolones.

### Método de siembra

**Tipo de contenedores:** fase de establecimiento en bandejas plásticas de 70 x 30 cm y 10 cm de profundidad. Fase de crecimiento en bolsas de vivero de 30 x 15 cm.

**Método:** siembra de aquenios al voleo sobre el sustrato húmedo, luego de un mes se deben distanciar las plántulas a 5 cm,

con palillos o pinzas; o sembrarlas en hileras en la superficie del sustrato a esta misma distancia. En cuanto a los rizomas se dividen en fragmentos de 1 cm de largo, dejando por lo menos un brote y se siembran en bandejas sobre el sustrato, a 5 cm de distancia.

**Sustrato:** ¾ tierra negra y ¼ de turba, o mezcla de sustratos a base de turba (Bartow 2007).

**Riego:** en la fase de establecimiento se puede utilizar una bandeja con agua de-

bajo de la bandeja de germinación o de rebrote de los rizomas, para que por capilaridad se humedezca el suelo; en la fase de crecimiento se usa riego por goteo.

## Etapas de desarrollo

### 1. Desarrollo

La **etapa de establecimiento** inicia con la emergencia de las hojas, hasta que la plántula tiene 7 cm de altura, en el caso de la semilla; en el caso de los rizomas se caracteriza por la formación de rebrotes y el crecimiento inicial de algunos tallos. En este momento se trasplanta la plántula a un contenedor de mayor tamaño e inicia la **etapa de crecimiento**. Esta finaliza cuando la plántula tiene 20 cm de alto y ha formado una macolla en el caso de los rizomas. En la **etapa de endurecimiento** las plántulas se aclimatan al aire libre

### 2. Duración aproximada

**Etapa de establecimiento:** 4 meses.

**Etapa de crecimiento:** 3 meses.

**Etapa de endurecimiento:** 2 semanas.

# *Juncus effusus L.*

**Familia:** Juncaceae

**Nombre común:** junco, esparto (CIC & EAAB 2000, Bernal *et al.* 2012)



Hábito



Rizoma



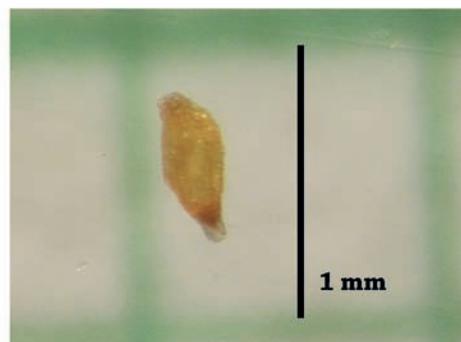
Hojas basales



Inflorescencia



Fruto



Semilla



Plántula (3 meses)



Plántula (6 meses)

## Información general

### Descripción

Hábito: hierba cespitosa, perenne, de 50 a 100 cm de alto.	Inflorescencia: pardas a rojizas, pseudo-lateral, con muchas flores.
Tallo: culmos verdes, erectos, cilíndricos, de 2 a 6 mm de diámetro, externamente estriado con 40 a 60 líneas longitudinales.	Flor: estambres 3, de 12 mm de largo.
Rizoma rastrero cubierto con escamas castañas y negras, con internodos cortos y 2-5 mm diámetro.	Fruto: cápsula pardo a castaño, elipsoide a ovoide, obtuso, triangular; de 1,5 a 5 x 1 a 2,5 mm.
Hojas: 3 a 5 catáfilos en cada culmo de hasta 30 cm de largo, láminas aciculares, castaño oscuro en la base y castaño claro en el ápice.	Semillas: amarillas a castañas, ovoides, asimétricas, un poco apiculadas, 0,4 a 0,6 x 0,2 a 0,3 mm.
	Referencias y descripción botánica: Balslev & Zuluaga 2009

## Hábitat

*Juncus effusus* tolera suelos húmedos, ácidos y pobres en nutrientes (McCorry y Renou 2003). Puede crecer en pastizales, a lo largo de caminos, zanjas y otros lugares bajo la influencia humana (Baslev y Zuluaga 2009).

## Datos sobre su distribución

**Distribución:** cosmopolita (Ugarte *et al.* 2011), común en la región templada al norte. En los trópicos se encuentra en las zonas elevadas; su distribución boreal es dispersa. Se encuentra desde México, los andes de Venezuela, Perú, Bolivia, Tucumán-Argentina, en la parte SE de Brasil (Baslev y Zuluaga 2009). **Rango altitudinal en Colombia:** 1500-3600 m. **Datos de interés:** maleza de sistemas agrícolas del altiplano cundiboyacensis (Fuentes *et al.* 2011).

## Rasgos de historia de vida

Estructuras clonales: rizoma. et *al.* 2006) y en humedales de Florida y Propágulos sexuales: semillas. Maryland, Estados Unidos (Wetzel *et al.* 2001, Peterson & Baldwin 2004). Bancos de semillas: persistentes en el humedal Jaboque, Colombia (Montenegro

## Presencia en los PEDH

Esta especie se encuentra naturalmente en el PEDH Juan Amarillo y Jaboque (Sánchez y Amat-García 2005, Montenegro *et al.* 2006, Hernández y Rangel 2009). Además, se sembró en parcelas de rehabilitación ecológica en los bordes del PEDH La Vaca y Juan Amarillo (Díaz y Martínez 2012).

## Información de colecta

<b>Fecha:</b> 6 de febrero 2011.	<b>Herbívoros:</b> ausentes.
<b>Localidad:</b> Fúquene, Cundinamarca.	<b>Hábito:</b> herbáceo.
<b>Coordenadas:</b> 5° 26' 34.08" N, 73° 46' 19.09" O.	<b>Altura:</b> 55 cm.
<b>Altitud:</b> 2.569 m.	<b>Método de colecta:</b> se sacuden los frutos maduros en una bolsa plástica o de papel. Posteriormente se separan las semillas de las otras partículas con pinzas o se limpian a través de tamices (coladores) con tamaño de malla 70 y 80; como son semillas pequeñas se dificulta este proceso (Barner 2007).
<b>Distancia al cuerpo de agua:</b> 0 m.	
<b>Características del suelo:</b> arcilloso y compacto.	
<b>Fenología:</b> frutos y semillas.	
<b>Plántulas:</b> ausentes.	

## Información de propagación

### Método de propagación

Por semilla y división del rizoma.

### Resultados de experimentos

#### 1. Propagación por semilla

**Tratamiento pregerminativo:** imbibición en agua destilada por 15 h.

**Porcentaje de germinación:** 62%.

**Tiempo de germinación:** desde los 7 hasta los 14 días después de la siembra.

**Porcentaje de supervivencia:** 24%.

**Tasa de crecimiento altura, del primer al sexto mes:** 2,47 cm/mes.

**Altura media de la plántula a los 6 meses:** 14,12 cm.

**Semillas germinadas en 1g, en tierra luego de 2 meses:** 357 (0,4%).

**Condiciones de almacenamiento:** En un lugar seco, refrigeradas (Young 2001), entre 0.5 °C y 3.3°C (Barner 2007).

**Duración de la viabilidad:** desconocido.

**Otro tratamiento pregerminativo:** Ningún tratamiento (Young 2001) o se propone estratificación por enfriamiento durante 270 días (Baskin 2003).

#### 2. Propagación vegetativa

Exitosa, alta supervivencia, producción de rebrotos y semillas.

## Método de siembra

**Tipo de contenedores:** fase de establecimiento en bandejas plásticas de 70x30 cm y 10 cm de profundidad, o sembrar dos semillas en contenedores de 4 cm x 20 cm (Young 2001). Fase de crecimiento en bolsas de vivero de 30 x 15 cm.

**Método:** siembra de semillas al voleo sobre el sustrato húmedo. En cuanto a los rizomas se dividen en fragmentos de 1 cm de largo dejando por lo menos un brote y se siembran en bandejas sobre el sustrato, a 5 cm de distancia. Esta bandeja se coloca sobre una bandeja con agua.

**Sustrato:** para la fase de establecimiento mezcla de turba, perlita, nutrientes, yeso, cal dolomítica y para la fase de crecimiento mezcla estándar de macetas, turba, corteza de pino, perlita y arena (Young 2001).

**Riego:** en la fase de establecimiento se puede utilizar una bandeja con agua debajo de la bandeja de germinación o de rebrote de los rizomas, para que por capilaridad se humedezca el suelo; en la fase de crecimiento se usa riego por goteo. O se pueden usar nebulizadores (Young 2001).

### Etapas de desarrollo

#### 1. Descripción

La **etapa de establecimiento** inicia con el alargamiento del cotiledón, hasta que la plántula tiene 3 cm de altura debido al crecimiento de las raíces, en el caso de la semilla; en el caso de los rizomas se caracteriza por la formación de rebrotos y el crecimiento inicial

de algunos tallos. En este momento se trasplanta la plántula a un contenedor de mayor tamaño e inicia la **etapa de crecimiento**, esta finaliza cuando la plántula tiene 15 cm de alto y ha formado una macolla en el caso de los rizomas. En la **etapa de endurecimiento** las plántulas se aclimatan al aire libre.

## **2. Duración aproximada**

**Etapa de establecimiento:** 2 meses por semilla y 4 meses por rizoma.

**Etapa de crecimiento:** 4 meses por semi-lla y dos meses por rizoma.

**Etapa de endurecimiento:** 2 semanas.

# *Juncus microcephalus Kunth*

**Familia:** Juncaceae

**Nombre común:** junco



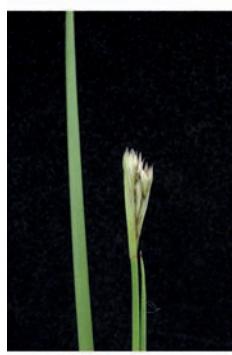
Hábito



Vaina y aurícula de la hoja



Hojas



Inflorescencia



Inflorescencia



Fruto



Flor



Fruto



## Información general

### Descripción

<b>Hábito:</b> hierba cespitosa, perenne, 20 a 100 cm de alto.	pardas a castañas; con brácteas en la parte inferior de la inflorescencia, las brácteas florales son puntiagudas y membranosas. Tépalos de 1 a 3.5 (5) mm desiguales, lanceolados, agudos, los exteriores son cóncavos y los interiores son planos. De 3 a 6 estambres, de 1 a 2 mm de largo, filamentos aplanados, anteras la mitad de la largas que los filamentos.
<b>Tallo:</b> rizoma de 1.4 mm de diámetro, densamente ramificado con pocas escamas membranosas y delgadas. Culmos erectos de 0.5 a 4 mm de diámetro, teretes, lisos o estriados.	Fruto: cápsula elíptica a ovoide, obtusa a aguda, parda a castaña o negra.
<b>Hoja:</b> catáfilos hasta dos por culmo, de 15 cm de largo, verdes o rojizos. Hojas foliares 1 a 3 basales y 1 a 2 caulinares, de (5) 10 a 50 cm, con vainas foliares de (1.5) 5 a 15 cm de largo, márgenes membranosos terminados en dos aurículas redondeadas, láminas de 0.7 a 4 mm de diámetro redondas a elípticas en sección transversal, con septos notorios .	<b>Semilla:</b> elipsoides, apiculadas de 0.4 x 0.2 mm, reticuladas, castaño amarillentas.
<b>Inflorescencia:</b> tipo antela. Las cabezas de las flores son cónicas y globosas, flores	<b>Referencias y descripción botánica:</b> Balslev & Zuluaga 2009

## Hábitat

Acuática emergente, se encuentra en pantanos de agua dulce o salinas (Paipa Boyacá). Como lo reporta Baslev y Zuluaga (2009), también se reporta en zonas abiertas en la Planada Nariño (Ramírez-Padilla y Mendoza-Cifuentes 2002). En Chile la caracterizan como especie de lagunas, pantanos y ríos (Ramírez *et al.* 1979). De acuerdo con la reconstrucción paleoecológica presentada por Torres *et al* (2005), esta especie hacía parte de la vegetación de orilla del gran paleo-lago de Bogotá.

## Datos sobre su distribución

**Distribución:** se distribuye a través de las zonas montañosas del neotrópico, desde el centro de México y parte del Caribe a Bolivia y Sureste de Brasil. En Colombia se distribuye en los Andes entre 1500 a 3600 m de elevación (Fernández-Alonso & Hernández-Schmidt 2007, Baslev y Zuluaga 2009). **Rango altitudinal en Colombia:** 1.800-3.330 m. **Datos de interés:** es considerada maleza de sistemas agrícolas en la región cundiboyacense (Fuentes *et al.* 2011).

## Rasgos de historia de vida

**Estructuras clonales:** rizomas y raíces tuberosas (comestibles en Honduras), con parénquima cortical hinchada y células llenas de granos de almidón (Piepenbring 2000).

**Propágulos sexuales:** semillas.

**Bancos de semillas:** si, reporte en el humedal Jaboque (Montenegro *et al.* 2006).

## Presencia en los PEDH

Esta especie se sembró en el borde del PEDH La Vaca y en parcelas de rehabilitación ecológica en el PEDH Juan Amarillo (Díaz y Martínez 2012). En el PEDH es reportada como especie muy vulnerable por estar ausente en la vegetación, a pesar de que se encuentra en el banco de semillas (Montenegro *et al.* 2006).

## Información de colecta

<b>Fecha:</b> 6 de febrero 2011.	<b>Localidad:</b> Fúquene, Cundinamarca.	<b>Plántulas:</b> ausentes.
<b>Coordenadas:</b> 5° 26' 34.08" N, 73° 46' 19.09" O.		<b>Predadores:</b> ausentes.
<b>Altitud:</b> 2.569 m.		<b>Hábito:</b> herbáceo.
<b>Características del suelo:</b> arcilloso y compacto.		<b>Altura:</b> 30 cm.
<b>Fenología:</b> frutos y semillas.		<b>Método de colecta:</b> se sacude la base de la inflorescencia en una bolsa de papel. Posteriormente se separan las semillas de las otras partículas con pinzas.

## Método de propagación

Por semilla y división por rizomas.

## Resultados de experimentos

### 1. Propagación por semilla

Tratamiento pregerminativo: imbibición en agua destilada por 15 h.	Altura media de la plántula a los 6 meses: 11,00 cm.
Porcentaje de germinación: 7%	Semillas germinadas en 1g, en tierra lue- go de 2 meses: No se realizó experimento.
Tiempo de germinación: desde los 7 hasta los 21 días después de la siembra.	Condiciones de almacenamiento: desco- nocido.
Porcentaje de supervivencia: 25%.	Duración de la viabilidad: desconocido.
Tasa de crecimiento altura, del primer al sexto mes: 2,1 cm/mes.	Otro tratamiento pregerminativo: desco- nocido.

### 2. Propagación vegetativa

No se realizó experimento.

## Método de siembra

Tipo de contenedores: fase de establecimiento en bandejas plásticas de 70 x 30 cm y 10 cm de profundidad. Fase de crecimiento en bolsas de vivero de 30 x 15 cm.	bran en bandejas sobre el sustrato, a 5 cm de distancia. Esta bandeja se coloca sobre una bandeja con agua.
Método de siembra: siembra de semillas al voleo sobre el sustrato húmedo, en bandejas colocadas dentro de bandejas más grandes con agua. En cuanto a los rizomas se dividen en fragmentos de 1cm de largo, dejando por lo menos un brote y se siem- bran en bandejas sobre el sustrato, a 5 cm de distancia. Esta bandeja se coloca sobre una bandeja con agua.	Sustrato: $\frac{3}{4}$ tierra negra y $\frac{1}{4}$ de turba. Riego: en la fase de establecimiento se puede utilizar una bandeja con agua debajo de la bandeja de germinación o de rebrote de los rizomas, para que por capilaridad se humedezca el suelo; en la fase de crecimiento se usa riego por goteo.

## Etapas de desarrollo

### 1. Descripción

La **etapa de establecimiento** inicia con el alargamiento de los cotiledones, hasta que la plántula tiene 10 cm de altura, en el caso de la semilla; en el caso de los rizomas se caracteriza por la formación de rebrotes y el crecimiento inicial de algunos tallos. En este momento se trasplanta la plántula a un contenedor de mayor tamaño e inicia la **etapa de crecimiento**. Esta finaliza cuando la plántula tiene 20 cm de alto y ha formado una macolla en el caso de los rizomas. En la **etapa de endurecimiento** las plántulas se aclimatan al aire libre.

### 2. Duración aproximada

**Etapa de establecimiento:** 3 meses por semilla y 4 meses por rizomas.

**Etapa de crecimiento:** 3 meses por semi-lla y 2 meses por rizomas.

**Etapa de endurecimiento:** 2 semanas.

# *Juncus ramboi Barros subsp. *colombianus* Balslev*

**Familia:** Juncaceae

**Nombre común:** esparto o junco



Hábito



Inflorescencia



Inflorescencia



Frutos



Frutos



Semilla



## Información general

### Descripción

<b>Hábito:</b> hierba densamente cespitosa, perianual, de 20 a 30 cm de alto.	con 10 a 20 flores.
<b>Tallo:</b> culmos verdes, erectos de 0.6 a 1.2 mm de diámetro, con 12 a 18 estrías longitudinales. Rizoma rastrero cubierto con escamas (hojas modificadas) castañas o amarillentas, de 2 mm de diámetro, densamente ramificado y con internodos cortos.	Flores: cada flor une dos bractéolas de 1.5 a 2 mm de largo, castaños y membranosa. Tépalos castaños de 3.5 a 4.5 mm de largo. Seis estambres de 1.6 a 2 mm de longitud, filamentos aplanados en la base.
<b>Hojas:</b> de 3 a 4 hojas rudimentarias castañas en forma de aguja en la base de cada culmo, de 4.5 cm.	Fruto: cápsula ovoide a obovoide, redonda a triangular en sección transversal 2.5-3.5 mm X 1.5-2.2 mm.
<b>Inflorescencia:</b> pseudolateral, capitulada	Semillas: amarillas, redondas, de 0.5-0.6 X 0.2-0.3 mm.
	<b>Referencias y descripción botánica:</b> Balslev 1983, Balslev & Zuluaga 2009

### Hábitat

Acuática emergente que crece en pantanos y páramos sobre suelos cubiertos de musgo a lo largo de quebradas o en zonas abiertas, raíces fuertemente aferradas. En Brasil, donde

se encuentra la variedad típica, crece en pantanos, pastizales, bosques secos y cerca a arroyos a los 900 y 1600 msnm (Balslev & Zuluaga 2009, González y López-Camacho 2012).

### Rasgos de historia de vida

**Estructuras clonales:** rizoma.

**Bancos de semillas:** no se conoce.

### Datos sobre su distribución

**Distribución:** la especie se encuentra en Colombia y Sureste de Brasil (Rio Grande del Sur y Santa Catalina). Esta subespecie es nativa de Colombia (Balslev 1983) y se distribuye en la cordillera oriental, en los departamentos de Boyacá y Cundinamarca.

En Ráquira- Boyacá se usa para hacer artesanías (cestería); sin embargo González y López-Camacho (2012) reportan su extinción local por sobreexplotación.

**Rango altitudinal en Colombia:** 2.650 - 3.200 m.

### Información de colecta

**Fecha:** 6 de febrero 2011.

**Herbívoros:** ausentes.

**Localidad:** Fúquene, Cundinamarca.

**Hábito:** herbáceo.

**Coordinadas:** N5 26.568 W73 46.317

**Altura:** 30 cm.

**Altitud:** 2.569 m.

**Método de colecta:** se sacude la base de la inflorescencia en una bolsa plástica, posteriormente se separan las semillas de las otras partículas con pinzas.

**Características del suelo:** arcilloso y compacto.

**Fenología:** frutos y semillas.

**Plántulas:** ausentes.

### Información de propagación

#### Método de propagación

Por semilla y propagación vegetativa (González 2008).

### Resultados de experimentos

#### 1. Propagación por semilla

**Tratamiento pregerminativo:** ninguno.

**Altura media de la plántula a los 6 meses:**

**Porcentaje de germinación:** 47 %.

**8,36 cm.**

**Tiempo de germinación:** desde los 7 hasta los 14 días después de la siembra.

**Semillas germinadas en 1g, en tierra luego de 2 meses:** 179 (1,4%).

**Porcentaje de supervivencia:** 15 %.

**Condiciones de almacenamiento:** desconocido.

**Tasa de crecimiento altura, del primer al sexto mes:** 3,4 cm/mes.

**Duración de la viabilidad:** desconocido.

**Otro tratamiento pregerminativo:** desconocido.

#### 2. Propagación vegetativa

División de rizomas exitosa, alta supervivencia, producción de rebrotos y semillas.

## Método de siembra

**Tipo de contenedores:** fase de establecimiento en bandejas plásticas de 70 x 30 cm y 10 cm de profundidad. Fase de crecimiento en bolsas de vivero de 30 x 15 cm. **Método:** siembra de semillas al voleo sobre el sustrato húmedo. En cuanto a los rizomas se dividen en fragmentos de 1 cm de largo dejando por lo menos un brote y se siembran en bandejas sobre el sustrato a 5 cm de distancia. **Sustrato:**  $\frac{3}{4}$  tierra negra y  $\frac{1}{4}$  de turba. **Riego:** en la fase de establecimiento se puede utilizar una bandeja con agua, debajo de la bandeja de germinación o de rebrote de los rizomas, para que por capilaridad se humedezca el suelo; en la fase de crecimiento se usa riego por goteo.

## Etapas de desarrollo

### 1. Desarrollo

La **etapa de establecimiento** inicia con el alargamiento de los cotiledones, hasta que la plántula tiene 10 cm de altura, en el caso de la semilla; en el caso de los rizomas se caracteriza por la formación de rebrotes y el crecimiento inicial de algunos tallos. En este momento se trasplanta la plántula a un contenedor de mayor tamaño e inicia la **etapa de crecimiento**. Esta finaliza cuando la plántula tiene 20 cm de alto y ha formado una macolla en el caso de los rizomas. En la **etapa de endurecimiento** las plántulas se aclimatan al aire libre.

### 2. Duración aproximada:

**Etapa de establecimiento:** 3 meses por semillas y 5 meses por rizomas.

**Etapa de crecimiento:** 3 meses por semillas y 3 meses por rizomas.

**Etapa de endurecimiento:** 2 semanas.

# *Juncus tenuis* Wild.

**Familia:** Juncaceae

**Nombre común:** junco



Hábito



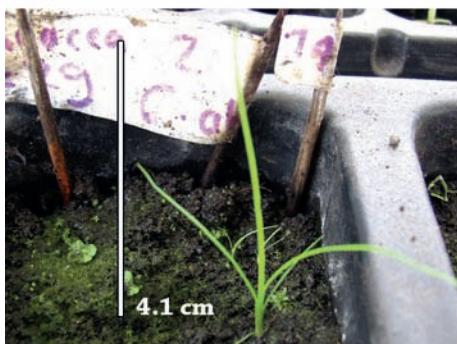
Inflorescencia



Flor



Frutos



Plántula (3 meses)



Semilla



Plántula (6 meses)

10.0 cm

## Información general

### Descripción

Hábito: hierba cespitosa, perenne, de 60 cm de alto.	largo del eje de la inflorescencia.
Tallo: culmos verdes, con aurículas 0.5-1.5, usualmente más largas que anchas, redondeadas, delgadas, membranosas y secas. Rizoma densamente ramificado.	Fruto: cápsula.
Hoja: láminas aplanadas.	Semillas: su dispersión se facilita por la capacidad de la cubierta exterior de las semillas de hincharse hasta convertirse en una gelatina pegajosa que se adhiere fácilmente.
Inflorescencia: compuesta de pocas flores, cima unilateral, con ramificación irregular y densidad de flores diferente a lo	Referencias y descripción botánica: Balslev & Zuluaga 2009

### Hábitat

Es una especie con una amplia tolerancia ambiental, por lo que se puede encontrar en orillas de ríos o lagos, zonas abiertas,	pastizales, campos abandonados, márgenes de caminos, suelos compactos (Hilty 2005).
-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------	-------------------------------------------------------------------------------------

### Datos sobre su distribución

<b>Distribución:</b> se distribuye naturalmente al Norte de América y las zonas altas de Centro y Suramérica (1000 a 3000m). En Colombia se encuentra ampliamente distribuida en la región Andina (Balslev & Zuluaga 2009).	<b>Rango altitudinal en Colombia:</b> 1.600-3.650 m.
	<b>Datos de interés:</b> invasora en algunas partes de Europa (Pysek <i>et al.</i> 1998).

### Rasgos de historia de vida

Estructuras clonales: rizoma.	Bancos de semillas: repartido en el PEDH Jaboque (Montenegro <i>et al.</i> 2006).
Propágulos sexuales: semillas.	

## Presencia en los PEDH

Se encuentra en el PEDH Juan Amarillo en suelos en los cuáles se acumula agua. También en parcelas experimentales en los PEDH Juan Amarillo y La Vaca (Díaz y Martínez 2012).

## Información de colecta

Fecha:	6 de febrero 2011.	Plántulas:	ausentes.
Localidad:	Fúquene, Cundinamarca.	Predadores:	ausentes.
Coordinadas:	5° 26' 34.08" N, 73° 46' 19.09" O.	Hábito:	herbáceo.
Altitud:	2.569 m.	Altura:	50 cm.
Características del suelo:	arcilloso y compacto.	Método de colecta:	Sacudiendo los frutos maduros en una bolsa plástica; colectando núcleos para obtener los rizomas.
Fenología:	flores, frutos y semillas.		

## Información de propagación

### Método de propagación

Por semilla y división del rizoma.

### Resultados de experimentos

#### 1. Propagación por semilla

Tratamiento pregerminativo:	ninguno.	Semillas germinadas en 1g, en tierra luego de 2 meses:	1074 (1,4%).
Porcentaje de germinación:	35 %.	Condiciones de almacenamiento:	Las semillas a 4 °C (Kujawski & Kathy 2001); los fragmentos de rizoma deben sembrarse inmediatamente.
Porcentaje de supervivencia:	24 %.		
Tiempo de germinación:	de 8 a 10 días después de la siembra (Kujawski & Kathy 2001).	Duración de la viabilidad:	2 y 3 años (Kujawski & Kathy 2001).
Tasa de crecimiento altura, del primer al sexto mes:	2,7 cm/mes.	Otro tratamiento pregerminativo:	ninguno.
Altura de la plántula a los 6 meses:	14,12 cm.		

#### 2. Propagación vegetativa

División de rizomas exitosa, alta supervivencia, producción de rebrotos y semillas.

### Método de siembra

Tipo de contenedores:	fase de establecimiento en bandejas plásticas de 70 x 30 cm y 10 cm de profundidad. Fase de crecimiento en bolsas de vivero de 30 x 15 cm.	También se pueden colocar las bandejas bajo la niebla generada por el riego hasta que la semilla germe y luego mantener el sustrato húmedo (Kujawski & Kathy 2001).
Método:	siembra de semillas al voleo, sobre el sustrato húmedo, en bandejas colocadas dentro de bandejas más grandes con agua.	En cuanto a los rizomas se dividen en fragmentos de 1 cm de largo dejando por lo menos un brote y se siembran en bandejas

sobre el sustrato, a 5 cm de distancia. Esta bandeja se coloca sobre una bandeja con agua.

**Sustrato:** tierra negra con turba, o mezcla de sustratos a base de turba (Kujawski & Kathy 2001).

**Riego:** en la fase de establecimiento se

puede utilizar una bandeja con agua debajo de la bandeja de germinación o de rebrote de los rizomas, para que por capilaridad se humedezca el suelo; para las semillas también se reporta el uso de nebulizadores (Kujawski & Kathy 2001). En la fase de crecimiento se usa riego por goteo.

## Etapas de desarrollo

### **1. Descripción**

La **etapa de establecimiento** inicia con el alargamiento de los cotiledones, hasta que la plántula tiene 5 cm de altura, en el caso de la semilla; en el caso de los rizomas se caracteriza por la formación de rebrotos y el crecimiento inicial de algunos tallos. En este momento se trasplanta la plántula a un contenedor de mayor tamaño e inicia la **etapa de crecimiento**. Esta finaliza cuando la plántula tiene 20 cm de alto y ha formado una macolla en el caso de los rizomas. En la **etapa de endurecimiento** las plántulas se aclimatan al aire libre (Kujawski & Kathy 2001).

### **2. Duración de las fases aproximada**

**Etapa de establecimiento:** 3 meses por semilla y 5 por rizomas.

**Etapa de crecimiento:** 7 meses por semilla y 3 por rizomas.

**Etapa de endurecimiento:** 2 semanas (Kujawski & Kathy 2001).

# *Kyllinga brevifolia* Rottb

**Familia:** Cyperaceae

**Nombre común:** fosforito (Bernal *et al.* 2012)



Hábito



Inflorescencia



Frutos



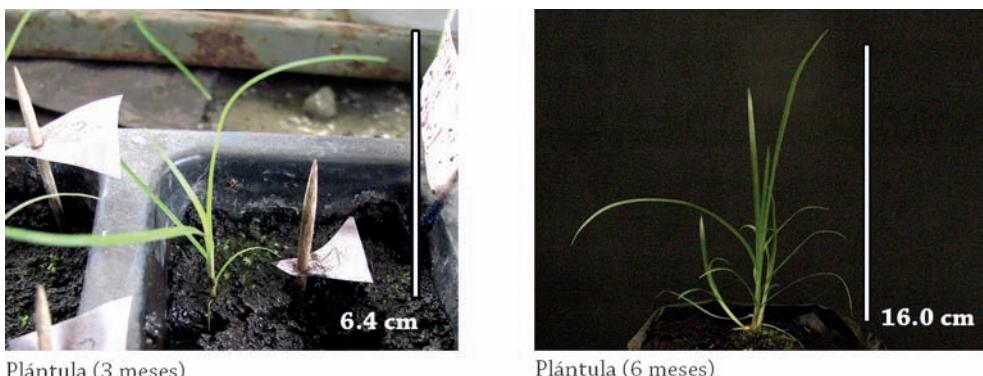
Inflorescencia



Detalle de rebrote



Fruto



## Información general

### Descripción

**Hábito:** hierba cespitosa, perenne.

**Tallo:** culmos verdes, de 10 a 50 cm de largo y 0,5 mm de ancho. Rizomas rastreros delgados cubiertos por escamas.

**Hoja:** verdes, más cortas que los tallos, 1 a 4 hojas por tallo de 1 a 15 cm de largo y 1 a 3 mm de ancho, vaina café rojiza.

**Inflorescencia:** verde, clara, cabezuela ovoide a subglobosa, usualmente 1 por tallo, de 3 a 8 mm de largo, con espiguillas numerosas, de color verde pálido a blanco

verdoso, dispuestas en espiral a lo largo del eje de la espiga, elípticas a oblongo lanceoladas, de 2-5 a 3-5 mm de largo, dos glumas membranosas, quilladas de 2 mm de largo.

**Flor:** estambres de 1 a 2, estilo largo.

**Fruto:** achenio pardo amarillento, lenticular.

**Referencias descripción botánica:** Davidse *et al.* 1994, Fuentes *et al.* 2011.

### Hábitat

Es una especie de áreas inundables o suelos húmedos. En Argentina se encuentra al margen del río Paraná y arroyo Yabebirí (Biganzoli y Múrgula de Romero 2004).

### Datos sobre su distribución

**Origen:** nativa de América tropical (Hickman 1993). (cita en Zoghbi *et al.* 2008) India, Mala-  
sia, Filipina y China; alimento de ganado.

**Distribución:** pantropical. En zonas tropicales, subtropicales y templadas cálidas (Simpson 2006). Tiene reportes como maleza de cultivos (Rodiyati & Nakagoshi 2003, Fuentes *et al.* 2011) praderas y jardines (Simpson & Inglis 2001).

**Rango altitudinal en Colombia:** 0 - 2.850 m.

**Datos de interés:** medicinal en Paraguay

### Presencia en los PEDH

Presente naturalmente en el PEDH Juan Amarillo y en parcelas de rehabilitación ecológica en los PEDH La Vaca y Juan Amarillo (Díaz y Martínez 2012).

## Información de colecta

<b>Fecha:</b> 6 de febrero 2011.	Plántulas: ausentes.
<b>Localidad:</b> Fúquene, Cundinamarca.	<b>Herbívoros:</b> ausentes.
<b>Coordenadas:</b> 5° 26' 34.08" N, 73° 46' 19.09" O.	<b>Hábito:</b> herbáceo
<b>Altitud:</b> 2.569 msnm.	<b>Altura:</b> 20 cm.
<b>Características del suelo:</b> arcilloso y compacto.	<b>Método de colecta:</b> se colecta la espiga con frutos maduros y se coloca en una bolsa plástica, posteriormente se separan las semillas con pinzas.
<b>Fenología:</b> flores, frutos y semillas.	

## Rasgos de historia de vida

<b>Estructuras vegetativas:</b> rizomas.	EEUU (Wetzel <i>et al.</i> 2001) y en campos de arroz abandonados en Taiwan (Leck & Schütz 2005).
<b>Bancos de semillas:</b> es capaz de formar bancos de semillas en humedales de Florida,	

## Información de propagación

### Método de propagación

Por semilla y por división del rizoma.

### Resultados de experimentos

#### 1. Propagación por semilla

<b>Tratamiento pregerminativo:</b> imbibición en agua destilada por 15 h.	<b>Altura media de la plántula a los 6 meses:</b> 9,52 cm.
<b>Porcentaje de germinación:</b> 22 %.	<b>Semillas germinadas en 1g, en tierra luego de 2 meses:</b> 1455 (5,8%).
<b>Tiempo de germinación:</b> desde los 7 hasta los 14 días después de la siembra.	<b>Condiciones de almacenamiento:</b> desconocido.
<b>Porcentaje de supervivencia:</b> 23 %.	<b>Duración de la viabilidad:</b> desconocido.
<b>Tasa de crecimiento altura, del primer al sexto mes:</b> 1,7 cm/mes.	<b>Tratamiento pregerminativo:</b> imbibición en agua.

#### 2. Propagación vegetativa

Exitsa, alta supervivencia, producción de rebrotes a partir de rizomas. Crecimiento tipo guerrilla.

### Método de siembra

<b>Tipo de contenedores:</b> fase de establecimiento en bandejas plásticas de 70 x 30 cm y 10 cm de profundidad. Fase de crecimiento en bolsas de vivero de 30 x 15 cm.	nios al voleo sobre el sustrato húmedo. Luego de un mes se deben distanciar las plántulas a 5 cm, con palillos o pinzas; o sembrarlas en hileras en la superficie del sustrato a esta misma distancia. En cuanto
<b>Método de siembra:</b> siembra de aque-	

a los rizomas se dividen en fragmentos de 1 cm de largo dejando por lo menos un brote y se siembran en bandejas sobre el sustrato, a 5 cm de distancia.

**Sustrato:** tierra negra con turba, o mezcla de sustratos a base de turba (Kujawski & Kathy 2001).

**Riego:** en la fase de establecimiento se puede utilizar una bandeja con agua debajo de la bandeja de germinación o de rebrote de los rizomas, para que por capilaridad se humedezca el suelo; en la fase de crecimiento se usa riego por goteo.

## Etapas de desarrollo

### 1. Descripción

La **etapa de establecimiento** inicia con el alargamiento de los cotiledones, hasta que la plántula tiene 4 cm de altura (por el crecimiento de sus raíces); en el caso de los rizomas se caracteriza por la formación de rebrotes y el crecimiento inicial de algunos tallos. En este momento se trasplanta la plántula a un contenedor de mayor tamaño e inicia la **etapa de crecimiento**. Esta finaliza cuando la plántula tiene 15 cm de alto y ha formado una macolla en el caso de los rizomas. En la **etapa de endurecimiento** las plántulas se aclimatan al aire libre.

### 2. Duración aproximada

**Etapa de establecimiento:** 3 meses para semillas y rizomas.

**Etapa de crecimiento:** 3 meses para semillas y rizomas.

**Etapa de endurecimiento:** 2 semanas (Kujawski & Kathy 2001).

# *Ludwigia peruviana* (L.) H. Hara.

**Familia:** Onagraceae

**Nombre común:** clavo, clavito, clavo de agua, clavo de laguna, clavo amarillo, palo de agua, yerba de agua, yerba rejo  
(Mejía 1995, Schmidt-Mumm 1998, Bernal *et al.* 2012)



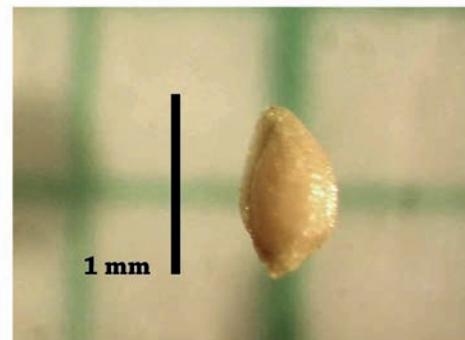
Hábito



Frutos



Flor



Semilla



Plántula (3 meses)



Plántula (6 meses)

## Información general

### Descripción

Hábito: hierbas o arbustos ramificados, llegan a alcanzar 3 m de altura.	de hasta 24 mm de longitud y 26 mm de ancho, estambres desiguales, filamentos aplanados de hasta 3,5 mm de largo, anteras de hasta 4,5 mm de largo, estigma ampliamente hemisférico.
Raíz: puede presentar neumatóforos provenientes de raíces subacuáticas.	Pétalos delicados al contacto pueden desprendese.
Hojas: ovadas a elipticolanceoladas, acuminadas en la base y en el ápice, 3 a 4 veces más larga que ancha, de hasta 15 cm de longitud.	Fruto: cápsula obpiramidal u obcónica tetragonalizada de hasta 3 cm de longitud y 1 cm de ancho.
Flor: solitaria, en las axilas de las hojas superiores, normalmente tetrámeras, sépalos lanceolados o acuminados más o menos glandulosos, serrulados de hasta 15 mm de longitud. Pétalos anchamente ovados, amarillos emarginados, unguiculados	Semilla: color café claro, comprimidas, obovoides de hasta 0.8 mm de longitud.
	<b>Referencias y descripción botánica:</b> Mejía 1995

### Hábitat

Esta especie generalmente se encuentran en los humedales, pantanos, marismas y a lo largo de los bordes de lagunas y cursos de agua de movimiento lento (a veces también flotando en la superficie del agua).

### Datos sobre su distribución

Origen: América (Cook 1985, Mejía 1995).	<b>Datos de interés:</b> reportes de invasión en Australia (Global Invasive Species Database 2012).
Distribución: América, introducida en el viejo mundo (Mejía 1995).	
<b>Rango altitudinal en Colombia:</b> 0 - 3.000 m.	

### Rasgos de historia de vida

Estructuras clonales: ninguna.	bancos de semillas en humedales de Florida, EEUU (Wetzel <i>et al.</i> 2001).
Banco de semillas: es capaz de formar	

### Presencia en los PEDH

PEDH Jaboque.

## Información de colecta

Fecha: 25 de enero de 2011.	<b>Fenología:</b> flores.
Localidad: PEDH Jaboque, Bogotá	<b>Plántulas:</b> ausentes.
Altitud: 2.600 m.	<b>Predadores:</b> ausentes.
Características del suelo: lodos arcillosos.	<b>Hábito:</b> herbáceo.

Altura: 30 cm.

**Método de colecta:** se sacude el fruto en una bolsa plástica, posteriormente se separan las

semillas de las otras partículas con pinzas o se pasa por coladores de diferentes tamaños.

## Información de propagación

### Método de propagación

Por semilla o esquejes.

### Resultados de experimentos

#### 1. Propagación por semilla

**Tratamiento pregerminativo:** ninguno.

**Porcentaje de germinación:** 60 %.

**Tiempo de germinación:** desde los 7 hasta los 14 días después de la siembra.

**Porcentaje de supervivencia:** 42 %.

**Tasa de crecimiento altura, de primer al**

**sexto mes:** 0,5 cm/mes

**Altura media de la plántula a los 6 meses:** 2,78 cm.

**Semillas germinadas en 1g, en tierra y vivero- 2 meses:** no se realizó el experimento

#### 2. Propagación vegetativa

Sus esquejes (de tallos) rebotan exitosamente en tinas con agua.

**Duración de la viabilidad:** desconocido.

**Condiciones de almacenamiento:** desconocido.

**Tratamiento pregerminativo:** desconocido.

### Método de siembra

**Tipo de contenedores:** fase de establecimiento en bandejas plásticas de 70 x 30 y 10 cm de profundidad. Fase de crecimiento en bolsas de vivero de 30 x 15 cm.

**Método:** siembra de semillas al voleo sobre el sustrato húmedo.

**Sustrato:** ¾ tierra negra y ¼ de turba, se

recomienda ensayar otros sustratos para mejorar el crecimiento de la planta.

**Riego:** en la fase de establecimiento se puede utilizar una bandeja con agua debajo de la bandeja de germinación o, para que por capilaridad se humedezca el suelo; en la fase de crecimiento se usa riego por goteo.

### Etapas de desarrollo

#### 1. Descripción

La **etapa de establecimiento** inicia con la emergencia de los cotiledones, hasta que la plántula tiene 5 cm de altura, en el caso de la semilla; en este momento se trasplanta la plántula a un contenedor de mayor tamaño e inicia la **etapa de crecimiento**. Esta finaliza cuando la plántula tiene 10 cm de alto. En la **etapa de endurecimiento** las plántulas se aclimatan al aire libre.

#### 2. Duración aproximada

**Etapa de establecimiento:** 5 meses.

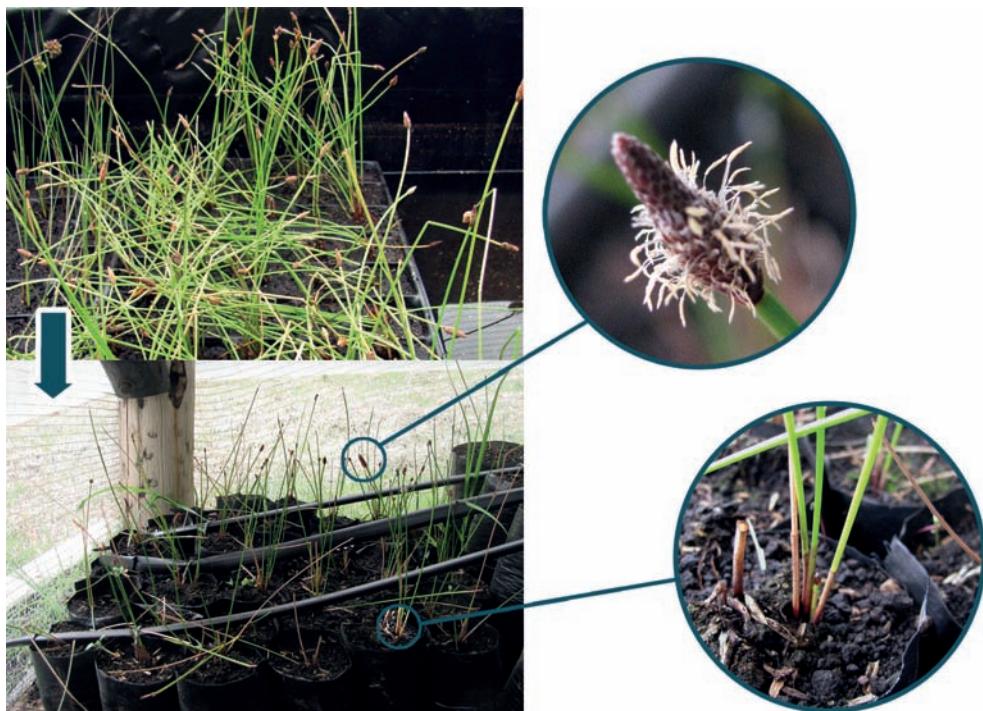
**Etapa de crecimiento:** 9 meses.

**Etapa de endurecimiento:** 2 semanas.

## Recomendaciones generales

La mejor forma de reproducir plantas hidrófilas de humedal, si tienen rizomas, es mediante su división, pues sobrevive el 100% de los propágulos, se mantiene la altura de la planta adulta, producen rápidamente semillas y el tiempo en vivero es menor (Figura 57). Se recomienda evaluar la propagación de las otras especies evaluadas a partir de la división de las estructuras clonales que presenten, registrar su supervivencia, aumento del diámetro basal, número de rebrotes y producción de semillas.

También se pueden combinar las estrategias mediante la colección de núcleos y semillas maduras de diferentes lugares; con el fin de dividir los rizomas, dejarla crecer y desarrollarse, y de esta forma obtener nuevas para propagarlas vegetativamente o por semilla. Mediante la propagación por semillas se preserva la diversidad genética, y si se dejan crecer en vivero, se puede luego propagarlas vegetativamente, contando así con un grupo de plantas genéticamente diverso (Figura 58). Se deben ensayar otros tratamientos pregermitivos para favorecer la germinación de *C. bipartitus*, *E. dombeyana* y *J. microcephalus* y otros sustratos para favorecer el crecimiento de *E. dombeyana* y *E. palustris*.



**Figura 57.** Ensayo de división de rizomas de *Eleocharis montana*: inicialmente se siembran los fragmentos de rizomas. Después de 3 meses se trasplantan a bolsas con tierra y luego de 5 meses ya presentan varios rebrotes y flores.



**Figura 58.** Plantas obtenidas a partir de la germinación de semillas. Luego de 9 meses se observa la formación de macollas y algunas especies presentan rebrotes, flores, frutos y semillas. Vivero departamento de Biología- Universidad Nacional.



Cuarta parte



## **Cuarta parte: vivero para la propagación de plantas de humedal**

El vivero es un lugar donde se realiza la propagación de las plantas (Trujillo 2002). Constituye un espacio de producción e investigación en donde se experimentan diferentes tratamientos germinativos y técnicas de cuidado para estas. Allí permanecen hasta alcanzar tamaños y estadios viables, para luego ser llevadas al lugar donde se instalarán definitivamente (Aguilar & Vanegas 2007). En el vivero se previenen y controlan los efectos de los depredadores o enfermedades, se brindan condiciones propicias para el desarrollo de las plantas y aumenta la probabilidad de supervivencia luego del trasplante (Arriaga *et al.* 1994).

Los viveros se han desarrollado tradicionalmente para la producción de especies forestales, ya sea para la protección de cuencas o la producción de madera con fines comerciales. Sin embargo, últimamente se están diversificando los tipos de viveros por la creciente demanda de un mayor número de especies y variabilidad en formas de vida (Landis *et al.* 1993).

Además, las labores de propagación de un vivero promueven la diversidad a nivel genético y de especies, y la investigación, siendo una herramienta útil para el manejo de ecosistemas. Los viveros contribuyen, entre otros a (Landis *et al.* 1993):

1. Aumentar la diversidad genética.
2. Conservar y propagar especies raras.
3. Preservar genotipos locales.
4. Producir especies que controlan la erosión, útiles para el manejo de aguas contaminadas (algunas especies de humedal), como por ejemplo plantas de humedales artificiales dentro de viveros.
5. Recuperar plantas en ecosistemas afectados por disturbios naturales o antrópicos, para lo cual es necesario conocer cuáles son las especies claves en determinada comunidad.

### **Objetivos del vivero**

Cuando se va a construir un vivero es necesario definir el objetivo del vivero, y establecer cuál será la capacidad de producción, los recursos con los cuales se cuenta y los requerimientos para responder a los objetivos. Construir los propios viveros para el proyecto de restauración, permite entre otros tener el control sobre la

calidad de las plantas, generar conocimiento, investigar los requerimientos de propagación de las especies nativas, y brindar fuentes de empleo para la comunidad local. Aun así es importante reconocer que la inversión inicial es alta, requiere de continuidad y del compromiso de los profesionales o instituciones que intervienen en el proyecto (Dumroese *et al.* 2009).

Se debe realizar la planeación de la construcción del vivero y seleccionar las especies y formas de vida que se requieren propagar para iniciar los procesos de restauración ecológica del ecosistema por intervenir (Dumroese *et al.* 2009). Inicialmente, se puede comenzar con un vivero piloto, que con el tiempo ayudará a ajustar los presupuestos y cronogramas de propagación.

## Características de los viveros

De acuerdo al tiempo de utilidad de los viveros y los objetivos del proyecto, pueden ser permanentes o transitorios. Son permanentes cuando se establecen por tiempo indefinido; pueden tener grandes dimensiones, altos niveles de tecnificación y altos costos para su mantenimiento y manejo. Los viveros transitorios o temporales se establecen por períodos cortos, generalmente cerca de los sitios de siembra; producen pequeñas cantidades de plantas, tienen estructuras sencillas y el costo del mantenimiento es bajo (Gaitán 2008).

## Ubicación del vivero

Al planear la construcción de un vivero se debe tener en cuenta los siguientes aspectos (Trujillo 2002, Mason 2004, Dumroese *et al.* 2009) o características:

1. El área disponible para la construcción.
2. El tipo de suelo sobre el que se construirá el vivero: deberá ser suelto y con buen drenaje.
3. La calidad y suministro de agua del vivero, así como el régimen climático del sitio donde se va a construir.
4. La disponibilidad o entrada de luz y la dirección del viento.
5. Las condiciones ambientales. Se recomienda libre de especies invasoras y evitar sitios contaminados en los alrededores.
6. Los costos de suministro de luz eléctrica o de otra fuente de energía.
7. El presupuesto con el que se dispone.
8. Un terreno con una leve inclinación.
9. Vías de acceso para la entrada y salida de material.

Para tomar la decisión sobre los sitios más adecuados para la construcción del vivero, puede ser de ayuda construir una matriz de decisión, en cuyo caso se analizarán los pros y contras de cada opción.

Cuando se desea construir la infraestructura para la propagación vegetal en los humedales que están inmersos en una matriz urbana, y en donde existen problemas sociales y de inseguridad, es necesario contar con un cerramiento total, y personal de vigilancia que garantice la permanencia de los materiales, equipos y herramientas que conforman el vivero, y la seguridad de los operarios.

### **Cuadro 3. Consideraciones sobre los viveros**

El vivero no solo es la estructura física en la cual se propagan las especies. En realidad un vivero es un sistema en el cual di-

ferentes factores (físicos, biológicos y humanos) se relacionan entre sí (Dumroese *et al.* 2009).

#### **Factores físicos**

- Un vivero puede tener condiciones controladas (invernadero con sistema de enfriamiento), semicontroladas (vivero) o no controladas (al aire libre).
- De acuerdo a las especies que se vayan a propagar, dispondrá de un conjunto de mesones, camas, bandejas o cubetas (para plantas de humedal).
- Requerirá de un espacio para la preparación del material colectado (limpieza y tratamientos pregerminativos); para lavar materiales, cernir tierra, para el almacenamiento de herramientas e insumos, almacenamiento de semillas; y finalmente, dispondrá puntos de entrega o recepción de materia.

#### **Factores bióticos**

- Es necesario conocer las especies y los factores limitantes para su crecimiento, porque esto puede modificar el diseño del vivero y el plano de siembra (la distribución espacial de contenedores, mesones, camas, cubetas, zanjas de drenaje y sistema de riego etc.).
- En cada fase de desarrollo, las especies requieren de ambientes físicos diferentes (véase, etapas de desarrollo) (Dumroese *et al.* 2009).

#### **Factores sociales**

- El vivero debe contar con capital humano compuesto de técnicos, orientadores, operarios y la misma comunidad local.
- Debe brindar espacios para la divulgación y educación muy útiles en proyectos de restauración ecológica con participación comunitaria (Dumroese *et al.* 2009, Pavlik & McWhorter 2010).
- Entre mejor se conozcan las especies que se van a propagar y sus requerimientos, mejor será el diseño del vivero y uso del espacio, y va a convertirse en un proyecto más costo-efectivo. Lo que implica que la planeación de un vivero requiere de suficiente tiempo, en algunos casos en la literatura recomiendan un año.

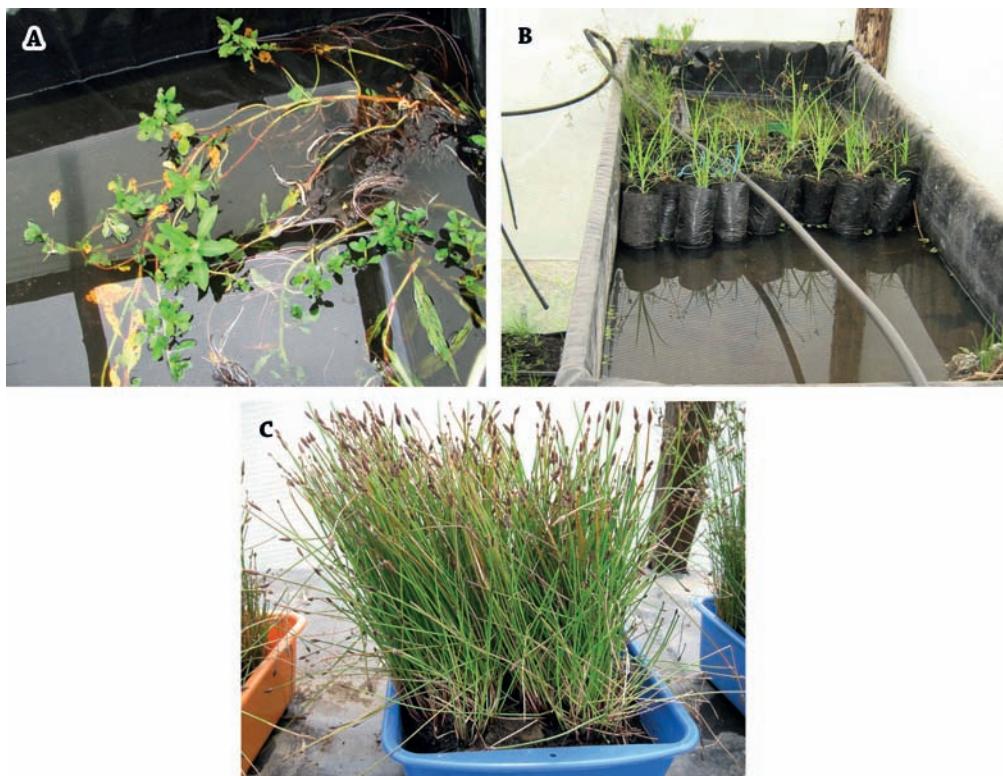
## Diseño del vivero

Los viveros pueden tener diferentes propósitos de producción, dependiendo de los objetivos y las especies a propagar como: especies ornamentales, maderables o nativas; éste último se denomina vivero de conservación (Gaitán 2008), en el cual se incluyen los viveros para propagación de especies de humedal. El tamaño del vivero depende principalmente del número de plantas que se producen y los requerimientos para producirlas (Trujillo 2002).

Para su diseño se debe tener en cuenta: el paisaje, el drenaje, las áreas de producción (Mason 2004) y el ambiente de las plantas a propagar.

Un vivero para la propagación de plantas de humedal debe brindar las condiciones más apropiadas para la germinación, el crecimiento y el desarrollo de las especies, teniendo como referencia las condiciones en que estos procesos ocurren naturalmente. Estas condiciones dependen del tipo y de la zona del humedal en donde habite la especie; en general, los humedales presentan condiciones de saturación de agua en el suelo, estacional o permanentemente (Lindig-Cisneros & Zedler 2005), lo que genera bajas concentraciones de oxígeno debido a que se reduce la tasa de intercambio gaseoso entre el suelo y la atmósfera (Mony *et al.* 2010). Las plantas de humedal han desarrollado una serie de adaptaciones que les permite tolerar las bajas concentraciones de oxígeno en el suelo, como el aerénquima, que es un tejido esponjoso que permite el intercambio gaseoso entre las partes aéreas y las raíces (Lindig-Cisneros & Zedler 2005). Otra característica importante de los suelos de humedal es la acumulación de materia orgánica, como resultado de la anegación en los suelos (Lindig-Cisneros & Zedler 2005)

Para el caso de las especies de humedal se recomienda usar tinas llenas con agua para colocar plantas acuáticas y macollas de plantas colectadas en campo. Algunas tinas se pueden llenar parcialmente con agua para colocar bandejas de germinación o materas perforadas en su base; así permanece el suelo húmedo: riego por infiltración (Figura 59).



**Figura 59.** Tipos de tinas utilizados para propagar especies acuáticas de humedal en el vivero construido en el PEDH La Vaca. A y B). Tinas de madera de 50 centímetros de alto recubiertas con plástico negro. C). Tinas de plástico con 20 centímetros de alto (el nivel del agua depende del hábitat de las especies). Mientras que las plantas flotantes y sumergidas se colocan dentro del agua, las plantas terrestres y bandejas de germinación se colocan en materas o bandejas de germinación con tierra dentro de las tinas. Vivero transitorio PEDH La Vaca.

## Áreas del vivero

Los viveros están conformados por diferentes áreas, dependiendo de las actividades realizadas en estos espacios (Figura 60):

### Áreas de depósito

Destinadas para ubicar o guardar equipos, herramientas y semillas. Este lugar debe ser fresco, tener ventilación y poca luz (Aguilar & Vanegas 2007).

### Áreas de preparación del sustrato

Destinadas para la limpieza y preparación (mezcla) del sustrato. Debe ser amplio y cubierto (Aguilar & Vanegas 2007).

### Áreas de desplazamiento

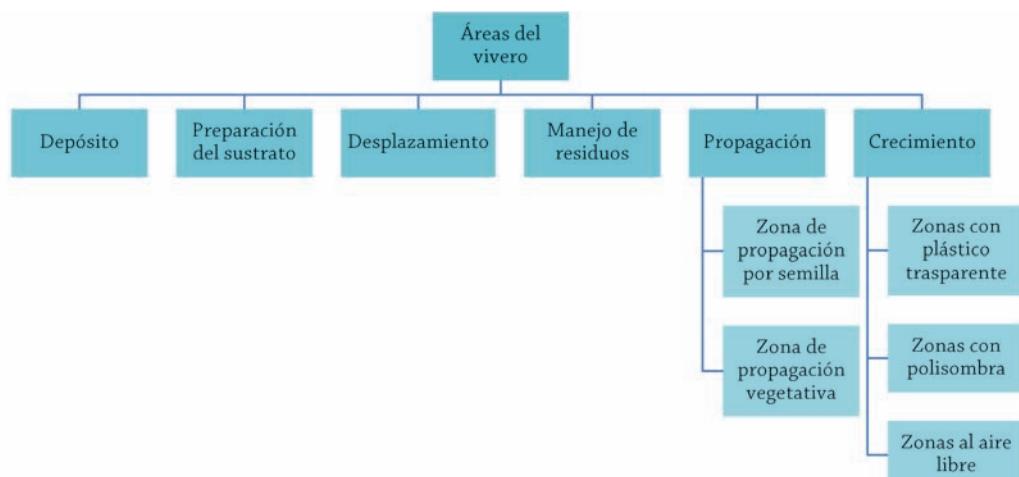
Están conformadas por los caminos (Aguilar & Vanegas 2007).

### Áreas de manejo de residuos

Allí se brinda el manejo adecuado a los desechos del vivero, como hojas secas y malezas.

### Áreas para propagación

Esta área usualmente tiene invernaderos en donde se controla la temperatura (Mason 2004) y se aplican tratamientos pregerminativos a la semilla (Aguilar & Vanegas 2007). Puede tener una zona de procesamiento y limpieza de las semillas, y otra de germinación de semillas en bandejas de germinación (Aguilar & Vanegas 2007) (Figura 61). Para el caso de los humedales se tendrían zonas para la propagación vegetativa, en donde se separarían los rizomas (Figura 62).



**Figura 60.** Áreas generales de un vivero.



**Figura 61.** Los mesones con las bandejas con tierra conforman la zona de germinación de semillas. Vivero transitorio PEDH La Vaca.



**Figura 62.** Tinas que conforman la zona de propagación vegetativa. En las tinas se colocan las bandejas con los fragmentos de macolla sembrados. Vivero transitorio PEDH La Vaca.

#### **Áreas para el crecimiento**

Según las condiciones climáticas en donde crecen las plantas, esta área puede tener sectores cubiertos con plástico transparente, con polisombra y/o zonas al aire libre (Mason 2004). Como los humedales son ecosistemas abiertos, su vegetación está expuesta directamente al sol, por lo que el vivero sólo requiere sectores cubiertos con plástico transparente. Debido a la mayor rapidez en el crecimiento de los propágulos vegetativos, estos se pueden sembrar y mantener en bolsas de vivero durante toda la fase de crecimiento, mientras que las plántulas propagadas se pueden mantener inicialmente en “camas o cajones con tierra”, y posteriormente sembrarse o trasplantarse a bolsas con tierra (Figura 63).



**Figura 63.** Áreas de crecimiento de plántulas: A). En bolsas para los fragmentos de macollas propagadas vegetativamente, B). En camas para plántulas propagadas por semillas. Vivero transitorio PEDH La Vaca.

En la etapa de endurecimiento algunas especies herbáceas de borde deben aclimatarse al aire libre dos semanas antes de ser plantadas (Kujawski & Kathy 2001). Para las plantas flotantes o sumergidas, creemos conveniente exponerlas gradualmente al agua de humedal en donde se van a sembrar. Incluso en el caso de especies herbáceas de borde este procedimiento puede ser conveniente, ya que la calidad del agua de los humedales es distinta a la calidad del agua del vivero.

## Equipamiento del vivero

Materiales	Equipos	Herramientas
<ul style="list-style-type: none"> <li><b>Para el invernadero:</b> madera, plástico (polietileno) calibre 8 con filtro uv, plástico grueso negro (recubrir tinas), malla geotropical, puntillas y tornillos de diferentes tamaños, pegante.</li> <li><b>Para la siembras:</b> bandejas de germinación, sustrato (tierra, arena, grava, perlita, vermiculita etc), abonos orgánicos, cajas de Petri, papel filtro, papel de cocina, solución de hipoclorito de sodio, alcohol, guantes, tapabocas, materas plásticas, bolsas plásticas.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li><b>Sistema de riego:</b> mangueras, tubos, automatizadora de riego y/o aspersores.</li> <li><b>Termómetro:</b> instrumento para medir la temperatura.</li> <li><b>Higrómetros:</b> instrumento para medir la humedad del aire .</li> <li><b>pH-metro:</b> instrumento para medir el pH.</li> <li><b>Esteroscopio:</b> aparato óptico que magnifica de 5 a 60 veces los objetos</li> <li><b>Lupas de botánica 10 X</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li><b>Para construcción del vivero:</b> taladro, martillo, serrucho, pica, barra, barretón, juego de llaves fijas, destornillador, azadón.</li> <li><b>Propagación:</b> coladores, tamices, pinzas de disección, tijeras podadoras, machete, palustre, flexómetro, regadera plástica, juego de jardinería.</li> <li><b>Para siembra y preparación del sustrato:</b> palas, rastrillos, baldes, cernidores, carretillas.</li> <li><b>Para riego:</b> mangueras, llaves de mangueras, aspersores, nebulizadores. juego de llaves fijas, llave de tubo, juego de destornilladores, acoples, manguera.</li> </ul>

**Figura 64.** Materiales, equipos y herramientas útiles en un vivero.

El vivero debe estar equipado con los siguientes elementos para propagar las especies de humedal:

- Un sistema de riego que asegure el suministro de agua a las plantas. Se puede construir con mangueras o tubería de PVC; su diseño depende del área por regar y de la pendiente (Trujillo 2002).
- Una red de drenaje que elimine el exceso de las aguas superficiales en el vivero, provenientes de la lluvia o el riego, pues estas aguas pueden generar lesiones a los trabajadores al resbalarse y favorecer la aparición de enfermedades en las plantas (Mason 2004).

- Tinas de diferentes tamaños y profundidades (Figura 59), que permitan regular el nivel del agua y la saturación del sustrato de las plantas de interés.

Para la producción se requieren equipos y herramientas (Figura 64), en forma permanente y cantidades variables. En los viveros transitorios la producción de plantas es pequeña y el mantenimiento es a bajo costo.

## Planificación de la producción

Para planificar la producción en vivero se requiere considerar, entre otros, los tiempos de búsqueda de los propágulos, la limpieza de estos y la aplicación de los tratamientos pregerminativos (semillas) u hormonas de enraizamiento (esquejes); además de tener claro las etapas de desarrollo y duración en el cultivo: 1) establecimiento, 2) crecimiento y 3) endurecimiento (Dumroese *et al.* 2009).

Una vez el vivero disponga de toda la infraestructura física y del material por propagar, se recomiendan, entre otras, las siguientes labores (Dumroese *et al.* 2009):

1. Tener un diario donde se anoten las actividades realizadas en cada etapa de desarrollo.
2. Conocer los requerimientos ambientales de las plantas, así como los materiales, equipos, herramientas e insumos necesarios para su propagación.
3. Realizar un cálculo del espacio, de acuerdo a los tamaños que cada especie alcanza en cada etapa.
4. Llevar un registro del orden de siembra de las especies de acuerdo a los tratamientos germinativos y su velocidad en el crecimiento.

## Producción de plantas

En la producción se debe tener en cuenta las condiciones ambientales favorables para las plantas que se desean producir, al igual que las actividades de preparación del sustrato, la siembra y el trasplante (Trujillo 2002). En el caso de la vegetación del humedal existen diferencias en la oferta de plantas en viveros comerciales y en los requerimientos de producción de las plantas terrestres, acuáticas de borde, flotantes y sumergidas. En viveros para la producción de plantas nativas se producen actualmente solo plantas terrestres, y sus requerimientos de producción se encuentran descritos en varios protocolos de plantas. Sin embargo, la mayoría de las plantas acuáticas no se producen en viveros comerciales y se requiere de contenedores que permitan simular las condiciones naturales del hábitat, en especial el nivel del agua. A continuación se presenta un esquema de actividades generales importantes en la producción tradicional (Figura 65 y Tabla 9):



**Figura 65.** Secuencia de planeación de la producción de un vivero (modificado de Trujillo 2002).

<b>1.</b> Definir objetivos de propagación	Escoger el tipo de plantas
	Definir criterios de selección de especies
	Establecer la duración de la producción
	Definir el número de plantas a producir
	Establecer cronograma y presupuesto
<b>2.</b> Elección del sitio	Espacio, tipo de suelo, pendiente del terreno
	Suministro de agua, disponibilidad de luz, condiciones ecológicas
	Costos
<b>3.</b> Diseño y construcción del vivero	Tipos de ambientes en las diferentes fases de desarrollo de las plantas, teniendo en cuenta rasgos de historia de vida de las especies a propagar
	Sustratos
	Sistema de riego
	Red de drenaje
	Áreas del vivero
<b>4.</b> Plan básico de seguridad y salud ocupacional	Prevenir riesgos de seguridad y garantizar la salud de los trabajadores e investigadores
<b>5.</b> Planeación de la recolección de propágulos	Selección de áreas con base en el hábitat de las plantas de interés
	Planeación de las salidas de campo
	Estrategia de recolección de propágulos
	Grupo de recolección
	Métodos de recolección
	Buscar reportes en la literatura
	Conocer el mecanismo de dispersión de las semillas

<b>6.</b> Preparación del vivero	Elección de contenedores Preparación de sustratos Sistema de riego
<b>7.</b> Manejo cultural	Control de malezas, enfermedades y evaluación fitosanitaria Extracción y limpieza de semillas
<b>8.</b> Etapa de establecimiento	División de rizomas o esquejes Tratamientos pregerminativos de las semillas Siembra de propágulos
<b>9.</b> Etapa de crecimiento	Trasplante de plántulas y rebrotos
<b>10.</b> Etapa de endurecimiento	Aclimatación de las plantas a las condiciones ambientales del humedal

**Tabla 9.** Actividades relacionadas con la planeación de la producción en un vivero.

## Condiciones sanitarias y manejo de plagas

Trujillo (2002) recomienda las siguientes prácticas fitosanitarias en la propagación: desinfectar el sustrato, las semillas, los recipientes de siembra, las áreas para el depósito de tierra y las herramientas de trabajo. Además de estas acciones, se deberá contar con la construcción de una red de drenaje, que impida la acumulación de aguas superficiales que pueden favorecer la aparición de enfermedades en las plántulas (Mason 2004), como la aparición de hongos y bacterias patógenas (figura 66).



**Figura 66.** A. Plántulas de *Ludwigia peruviana*, atacadas por un patógeno, B. Plántula de *Juncus effusus* atacada por una babosa.

Para el manejo de las plagas se pueden emplear algunos métodos usados en la agricultura orgánica, debido a que no contaminan el agua ni afectan negativamente el humedal. Algunos métodos útiles para el manejo de los insectos plagas son: 1). Soluciones de insectos o plantas repelentes; 2). Preparaciones con hierbas, ceniza o harinas de hierbas; 3). Trampas con base en atrayentes como fermentos, feromo-

nas y pegantes y 4). El vinagre u otras sustancias naturales (Durán 2003). Aunque estas opciones no han sido probadas en viveros para la producción de plantas de humedales, son las más indicadas porque no generan contaminación; además, la pequeña producción de un vivero transitorio permite realizar estas metodologías.

Para el manejo de las babosas, se deben enterrar trampas en la superficie del suelo con cerveza, chicha o vinagre; ya que estas sustancias fermentadas atraen a las babosas, y pueden caer en el recipiente y morir ahogadas.

## Condiciones abióticas

En las plantas de humedal la relación con el agua es la más importante. La inundación constituye el disturbio más común en estos ecosistemas, el cual genera la formación de zonas abiertas (Barrat-Segretain 1996), condiciones de deficiencia de oxígeno en el suelo, e induce estrés en la vegetación, afectando el establecimiento y la supervivencia de la vegetación. Las plantas de los humedales han desarrollado adaptaciones o respuestas de aclimatación en su morfología, que incluyen: elongaciones del tallo, cutículas delgadas, raíces adventicias o incrementos en la proporción del tejido aerenquimatoso (referencias en Mony *et al.* 2010).

Es importante conocer las adaptaciones de cada especie a las variaciones del nivel de agua, durante la dispersión de las semillas o propágulos vegetativos, el establecimiento, crecimiento y desarrollo; esto con el fin de replicar dichas condiciones en el vivero. Como se menciona anteriormente, es fundamental obtener información de las condiciones ambientales de los lugares de colecta, para conocer los requerimientos para el establecimiento de las plantas propagadas.

Además, la luz es muy importante en el desarrollo y crecimiento de las plantas. En las semillas es indispensable para promover la germinación en muchas especies; las condiciones ideales de luz se relacionan con el ambiente natural en donde germinan las plantas, el cual es propio de cada especie (Trujillo 2002).

## Sustratos

Los suelos de los humedales son diferentes a los terrestres. Estos suelos están formados por una fina capa limosa y arcillosa rica en materia orgánica y nutrientes, resultado del permanente lavado de los sistemas terrestres aledaños; por lo tanto su fertilidad se incrementa a lo largo del tiempo (Romanowski 2009). Debido al costo de imitar el suelo de un humedal, se recomienda crear un suelo artificial que provea los nutrientes y el sustrato adecuado a corto plazo (Romanowski 2009).

En general, los suelos de humedal tienen deficiencia de oxígeno y acumulan materia orgánica (Lindig-Cisneros & Zedler 2005). Es indispensable conocer la franja de crecimiento de las especies de interés para elaborar un sustrato que simule estas condiciones. En el PEDH Jaboque se realizó un estudio de la vegetación que incluyó un análisis del suelo y se encontró que el sustrato de la zona más conservada está compuesto por material fino granular, con alto contenido orgánico. Además, los análisis químicos indican que *Juncus effusus* se encuentra en sustratos frecuentemente ácidos, mientras que *Cyperus rufus* predomina en sustratos ligeramente ácidos y con altas cantidades de materia orgánica (Hernández *et al.* 2003). Este tipo de estudios puede indicar los rangos de las características de los sustratos, los niveles de nutrientes y el pH sobre los cuales se establecen las especies, y pueden imitarse en los sustratos de propagación por medio de la fertilización.

### Preparación y tipos de sustratos

Los sustratos usados en la propagación de plantas en horticultura y silvicultura consisten en una mezcla de componentes orgánicos como turba, madera o musgo; e inorgánicos como arena, grava, vermiculita, perlita, pumita, corteza de madera triturada y arcilla granulada que ayudan a mejorar el drenaje y la aeración, (Hartmann *et al.* 2011). En general, el medio apropiado para la propagación depende del tipo de planta, el método de propagación, el costo y la disponibilidad de componentes (Romanowski 2009, Hartmann *et al.* 2011).

Los sustratos usados para propagar especies de humedal deben ser ricos en nutrientes para favorecer un rápido crecimiento de las plantas. Además deben estar estériles para evitar la competencia con malezas. Como sustratos se pueden usar mezclas comerciales para macetas sin fertilizantes o esterilizar cualquier tipo de suelo rico en arcilla (Romanowski 2009).

Cuando se usan arcillas estas deben romperse, separando los terrones más compactos antes de colocarlos con agua; esto le brinda suavidad al sustrato y favorece la penetración de las raíces. Además, deben adicionarse nutrientes, materia orgánica, arena, paja podrida, triturado de lignito, polvo de roca de basalto o granito, entre otros, con el fin de mantener las arcillas porosas por un largo periodo de tiempo y acelerar el crecimiento de las plantas (Romanowski 2009).

Si no se consigue un sustrato con las características de los suelos de humedal, es necesario crearlo adicionando compuestos como: vermiculita (5%), pues permite retener la humedad y evita el secamiento del sustrato en días muy calurosos. En cuanto a la turba, algunos autores recomiendan su uso (Dumroese *et al.* 2009, Hartmann *et al.* 2011), pero otros, como Romanowski (2009) no, porque es muy difícil

rehumedecerla una vez se seca, su cosecha destruye algunos tipos de humedales, es importada y raramente estéril.

Estas son las características de algunos sustratos:

#### **Suelo mineral**

El suelo está compuesto por diferentes materiales, los cuales deben estar en proporciones adecuadas para favorecer el crecimiento de las plantas. La parte sólida tiene una parte inorgánica, compuesta por residuos de rocas parentales, que incluye partículas gruesas que soportan la estructura del suelo (grava), hasta partículas pequeñas de arcillas coloidales en donde se almacenan los nutrientes que son liberados y absorbidos por las plantas. La parte líquida del suelo está compuesto por el agua, sales, oxígeno y dióxido de carbono disuelto. En la propagación, los suelos minerales deben ser modificados con otros componentes para mejorar su aireación y evitar su compactación (Hartmann *et al.* 2011).

#### **Arena**

Está constituida por pequeñas partículas de roca de 0,05 a 2,0 milímetros de diámetro. Se forma por el desgaste de las rocas y su composición mineral depende de la roca de origen. En la propagación se utiliza la arena de cuarzo esterilizada, ya que prácticamente no contiene nutrientes minerales y generalmente se usa en combinación con materiales orgánicos (Hartmann *et al.* 2011).

#### **Vermiculita**

Es un mineral que se expande cuando se calienta en hornos a una temperatura de 1.090 °C. Químicamente es un silicato hidratado de magnesio, aluminio y hierro. Cuando se expande es liviana e insoluble en agua y tiene una estructura porosa con la cual es capaz de absorber grandes cantidades de agua. Además, tiene una alta capacidad de intercambio catiónico, es decir puede reservar nutrientes y luego liberarlos, y aporta magnesio y potasio. En la propagación debe usarse vermiculita con un tamaño de partícula de 0.75 a 1 milímetro, como medio de germinación de semillas. La vermiculita expandida no debe compactarse cuando está húmeda, porque se destruye su estructura porosa (Hartmann *et al.* 2011).

#### **Turba**

Consiste en restos de la vegetación acuática de pantanos que ha sido preservada bajo el agua parcialmente descompuesta. Su composición depende del tipo de vegetación, el estado de descomposición, el contenido mineral y el grado de acidez (Hartmann *et al.* 2011).

## **Esterilización del sustrato**

La vaporización es un método térmico de esterilización del sustrato. Consiste en llevar el sustrato a una temperatura letal para los organismos fitopatógenos y para las semillas de las malezas, a través del calor que transfiere el vapor de agua (Lemaire *et al.* 2005, Riquelme & Carrasco 2006); este método genera un bajo impacto ambiental (Riquelme & Carrasco 2006).

El vapor de agua se produce en unos equipos vaporizadores que logran temperaturas entre 70 °C - 90 °C, bajo las cuales se destruyen insectos, ácaros, nemátodos, hongos y semillas de malezas. El tiempo de aplicación depende de la densidad y de la humedad del sustrato, requiriendo más tiempo a mayor humedad. Para el uso del equipo se requiere mano de obra calificada, agua, electricidad y combustible (Riquelme & Carrasco 2006).

La vaporización se puede realizar de forma pasiva, en la cual el vapor se mueve y penetra en el sustrato lentamente por su propia presión de entrada; las temperaturas alcanzadas pueden ser muy fluctuantes (Riquelme & Carrasco 2006). También puede realizarse distribuyendo el vapor a través de tubos perforados colocados dentro del sustrato, el cual está cubierto por un toldo, para esto el sustrato debe disponerse en surcos de 1 metro de ancho por 40 metros de longitud y 20 centímetros de alto (Lemaire *et al.* 2005).

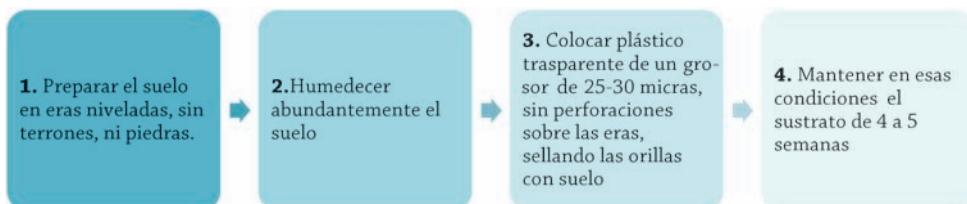
Hay que tener en cuenta que el sustrato se modifica química o bioquímicamente por el efecto del calor, y algunas veces puede incidir en las plantas. Por ejemplo, las bacterias nitrificantes son destruidas por el calor, mientras que las bacterias amonificantes son poco afectadas, por lo que se puede producir un aumento del contenido de amonio o generar compuestos fitotóxicos (Lemaire *et al.* 2005).

Otro método térmico útil para viveros transitorios es la solarización o calefacción solar. Consiste básicamente en el calentamiento del suelo por la radiación solar, usando un plástico transparente para cubrir el sustrato. Este método busca producir un ambiente extremo caracterizado por una alta temperatura del suelo húmedo, que afecte la viabilidad de organismos sensibles (Cohen & Rubin 2007).

Es un tratamiento efectivo contra un amplio rango de patógenos del suelo, como hongos, bacterias y nemátodos, al igual que contra las malezas. El principal proceso físico que actúa sobre los patógenos y las malezas del suelo es la muerte térmica, pues en las capas superficiales del suelo se genera una temperatura entre 40 y 55 °C (Cohen & Rubin 2007). Este tratamiento no deja residuos tóxicos, es económico y es compatible con los principios de la agricultura orgánica (Ruano 2008). Sin embargo, el plástico no debe romperse durante el proceso de solarización, ya que se reduciría la eficiencia de la desinfección (Cohen & Rubin 2007).

Para solarizar el suelo se debe comenzar por humedecerlo. Éste se cubre con un plástico (polietileno) transparente, sin perforaciones, de 25 - 30 micras de grosor y se expone al sol (Figura 67) (Ruano 2008). Usualmente, la desinfección ocurre luego de 4 a 5 semanas, dependiendo de la población de malezas, de las condiciones climáticas, de las características del suelo y del polietileno (Cohen & Rubin 2007).

El plástico transparente genera un efecto invernadero; es útil el polietileno usado en la agricultura (ej. viveros). En la selección del polietileno hay que tener en cuenta el costo y la durabilidad. Los plásticos delgados generan una temperatura ligeramente mayor que los gruesos, pero pueden dañarse más fácilmente. El plástico es reusable, de hecho con el uso tiende a ser más eficiente para elevar la temperatura (Cohen & Rubin 2007).



**Figura 67.** Pasos para la esterilización del sustrato por medio de la solarización.

## Riego

El sistema de riego suministra el agua a las plantas, y debe ser oportuno, en cantidad suficiente y en horario adecuado. El riego se realiza por lo menos una vez al día a primera hora de la mañana o al caer la tarde; en el caso de los humedales el sustrato siempre debe estar húmedo y con diferentes grados de saturación.

El sistema de riego consta de una tubería subterránea interconectada entre sí, unida a una motobomba ubicada en la fuente de agua del vivero. Existen varios sistemas de riego como por aspersión y por goteo o subirrigación; en estos se requiere de personal calificado para el diseño e instalación de riego.

El riego por aspersión genera una lluvia artificial con diferentes tamaños de gota. Está compuesto por motobombas que absorben e impulsan el agua de una fuente, a través de tuberías a los cuales están acoplados los aspersores. Además, se pueden incluir elementos auxiliares como programadores automáticos de riego o filtros. La aplicación del agua sobre el riego debe ser uniforme; para esto hay que tener en cuenta el viento, el tipo de aspersor, el tamaño de la boquilla, la presión del agua, la distribución de los aspersores en el vivero y la distribución de las plantas. Cuando se utilizan gotas finas de riego se denomina microaspersión o nebulización. Este tipo

de riego es más homogéneo, causa menor daño a las semillas en la primera semana de siembra, pero tiene poca aplicación en lugares con mucho viento (Ruano 2008).



**Figura 68.** Sistema de riego por goteo utilizado en el vivero transitorio del PDEH La Vaca. El agua fluye por las cintas de goteo y sale al exterior en forma de gota a través de unos agujeros dispuestos a lo largo de esta (A, B, C). Las cintas están conectadas a un controlador automático de riego G 75, con el cual se regula la frecuencia del riego durante el día (D).

El riego por goteo suministra el agua a las plantas por gotas, a través de un sistema de mangueras o cintas plásticas con perforaciones cada 10 a 20 cm. Esta técnica permite que la planta aproveche mejor el agua, mantiene el suelo húmedo, evita el apelmazamiento del suelo y disminuye el ataque de microorganismos (Figura 68). También se utiliza una estación de bombeo, que genera la presión necesaria del agua para alimentar las mangueras y algunas veces una máquina de riego automático que permite fijar las horas y la duración del riego (Guías técnicas de FRAG 1999, Trujillo 2002).

Adicionalmente para las plantas de humedal es muy útil el método del pantano o subirrigación, en la cual la base de los contenedores está sumergida en agua, por lo que el agua sube por capilaridad y mantiene hidratado el suelo; el agua puede estar en pequeños pozos artificiales, bebedores de ganado o cubetas (Dumroese *et al.* 2009).

Aunque en los viveros forestales se recomienda evitar el uso de agua potable de acueductos, por el contenido de cloro (Trujillo, 2002), ésta puede usarse luego de dejarla almacenada 24 horas. Se recomienda usar el agua de los arroyos no contaminada o el agua lluvia (Trujillo 2002).

## Fertilización

Cuando la tierra usada es pobre en nutrientes, el uso de fertilizantes en el vivero ayuda a un adecuado desarrollo de las plantas. El uso de los fertilizantes puede determinarse a partir de los resultados de los análisis de suelo realizados al sustrato (Trujillo 1985). La fertilización es el aporte de sustancias minerales u orgánicas al suelo, con el objetivo de mejorar su actividad nutritiva (Durán 2003).

Los fertilizantes son de dos tipos: orgánicos y químicos (Trujillo 1985). En este protocolo profundizaremos sobre los orgánicos, teniendo como base la agricultura orgánica, ya que los fertilizantes químicos no son formulados para usos acuáticos y algunos de sus componentes no son absorbidos por las plantas. Estos fertilizantes están compuestos básicamente por una mezcla de sales inorgánicas que no son utilizadas por las plantas de humedal, ya que les pueden generar estrés, incluso en bajas concentraciones. Muchos de ellos incluyen sulfatos solubles que se convierten en sulfuro de hidrógeno (gas tóxico para plantas y animales) cuando se inundan, y dañan las raíces de las plantas más sensibles (Romanowski 2009).

La fertilización orgánica se realiza con base en materia orgánica de origen vegetal o animal, sedimentos, rocas y sales. Este tipo de fertilización mejora la estructura de la tierra, la aireación, la penetración del agua, la retención de humedad, el intercambio de cationes nutritivos, regula el pH, suministra nutrientes y promueve la diversidad de la comunidad microbiana (Durán 2003). Su objetivo es alimentar a los microorganismos del suelo, para incentivar su acción, con el fin de que ellos produzcan sustancias nutritivas en la forma biológica y más provechosa para las plantas (Durán 2003).

Entre los abonos orgánicos se encuentran: estiércol, residuos de cosechas y agroindustria, compost, abonos líquidos y humus de lombriz. El humus es la base de la fertilidad de los suelos, proviene de la materia orgánica de origen animal y vegetal transformado por los microorganismos. Es un compuesto coloidal, cuya función es mejorar las propiedades físicas y químicas de los suelos (Durán 2003).

Estos abonos orgánicos se adquieren en lugares especializados, de tal forma que puedan ser usados correcta y oportunamente para la preparación de los sustratos. Su aplicación se basa en los resultados de los análisis de suelos (en el caso que se

use el suelo como sustrato), o las recomendaciones específicas para la preparación de algunos sustratos. Entre los nutrientes que se pueden manejar están los primarios, como el nitrógeno, fósforo y potasio (Figura 69); los secundarios, azufre, calcio y magnesio (Figura 70); y los micronutrientes (Figura 71).

Nitrógeno	Fósforo	Potasio
<ul style="list-style-type: none"> <li>Abonos orgánicos de origen animal: compost, vermicompost o purines</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Abonos avícolas</li> <li>Estiércoles</li> <li>Harinas de pescado, hueso y heno</li> <li>Micorrizas para asimilarlo de roca fosfórica y cenizas vegetales</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Sulfato de magnesio (sulpo-mag)</li> <li>Cenizas de madera evitando eucalipto, pino y ciprés</li> <li>Polvo de granito, arena fresca o basalto fino molido</li> </ul>

**Figura 69.** Fertilizantes orgánicos útiles para proveer al suelo nutrientes, tomado de Durán (2003).

Azufre	Calcio	Magnesio
<ul style="list-style-type: none"> <li>Sulfato de potasio y magnesio (Sulpo-Mag o langbeinite)</li> <li>Gypsum o sulfato de calcio</li> <li>Azufre puro</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Piedra caliza agrícola (carbonato de calcio)</li> <li>Piedra caliza dolomítica (calcio y carbonato de magnesio)</li> <li>Abono de aves</li> <li>Fosfato de roca</li> <li>Harina de huesos, yeso, cenizas de madera</li> <li>Otras de tierra, almejas, caparazones de cangrejos, cáscaras de camarones y langosta</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Abonos frescos de aves</li> <li>Abonos animales</li> <li>Piedra caliza dolomítica</li> <li>Kleserite</li> <li>Sulpo-mag</li> </ul>

**Figura 70.** Fertilizantes orgánicos útiles para proveer al suelo de nutrientes secundarios, tomado de Durán (2003).

Micronutrientes
<ul style="list-style-type: none"> <li>Extractos líquidos en polvo sin aditamentos</li> <li>Extractos de algas marinas</li> <li>Polvos rocosos</li> </ul>

**Figura 71.** Fertilizantes orgánicos útiles para proveer al suelo micronutrientes, tomado de Durán (2003).

Romanowski (2009), reporta que un fertilizante orgánico para todo propósito y de liberación lenta para las plantas de humedal es un molido fino y seco a base de sangre y huesos, rico en nitrógeno, producido en algunos mataderos. Se puede adicionar desde 0.2 a 2 litros por 100 litros de mezcla de propagación de semillas,

dependiendo del consumo de nutrientes de la planta al inicio del crecimiento y del tiempo de permanecia en el sustrato.

Muchas plantas acuáticas se establecen adecuadamente en suelos con pH de 5 a 7, medianamente ácidos a neutros. Las condiciones del suelo de las plantas propagadas deben asimilar progresivamente las condiciones del suelo del humedal en donde serán sembradas, para evitar un choque o descompensación en la siembra. Además, si es probable que exista un cambio grande en el pH del agua al ser plantadas, es necesario aclimatar las plantas antes de la siembra (Romanowski 2009).

## Control de malezas

Las malezas deben controlarse en todas las etapas de producción. Sin embargo tienen mayor influencia en la etapa de establecimiento, pues compiten por luz y nutrientes con las plantas del vivero y pueden hospedar hongos y bacterias causantes de enfermedades. Su control puede realizarse por métodos manuales o químicos. Los métodos manuales son preferibles, pues tienen un bajo costo y no generan riesgos para la producción; requieren tijeras podadoras o machetes bien afilados. En el caso de los germinadores, las plántulas deben cortarse con tijeras, nunca arrancarse porque pueden afectar las raíces de las plántulas (Trujillo 2002) (Figura 72).



**Figura 72.** Control manual de malezas con tijeras podadoras en bandejas de germinación de plantas de humedal.

## Trasplante de material propagado

Las semillas sembradas permanecen en los germinadores hasta la etapa de crecimiento. Después se trasplantan a un sitio en donde se puedan desarrollar adecuadamente (Dumroese *et al.* 2009).

Las plántulas de humedal presentan un crecimiento rápido debido a su hábito herbáceo, por lo cual es importante realizar la siembra en contendores de 13 centímetros de profundidad. En caso de hacerlo en germinadores de menor tamaño se debe realizar el trasplante entre el segundo y tercer mes después de la germinación, a bolsas de 30 x 15 centímetros (Figura 73), pues una vez que las raíces se extienden fuera de los germinadores (Figura 74), su fragilidad impide un buen manejo de las raíces; en estos casos se recomienda una poda de raíz para evitar la aparición de enfermedades y afectar el crecimiento de la planta.

Es conveniente colocar rótulos indicando el nombre de la especie, la fecha de germinación, la fecha de trasplante y el número de plántulas trasplantadas.



**Figura 73.** Plantas de *Juncus ramboi* trasplantadas a bolsas de vivero de 30 x 15 cm.



**Figura 74.** Raíces de plantas herbáceas saliendo de las bandejas de germinación.

## Requerimientos en las etapas de desarrollo

Las etapas de desarrollo mencionadas en la parte 2 (Figura 18), tienen los siguientes requerimientos en el vivero (Dumroese *et al.* 2009):

### Etapa de establecimiento

Se desarrolla dentro de un invernadero, que puede estar cubierto por plástico o vidrio. Se recomienda emplear mesones con bandejas semilleras, para las semillas pequeñas, o contenedores en camas para las semillas grandes.

El riego y la luz son muy importantes en esta fase, por lo cual se recomienda la instalación de sistemas de nebulización (semillas pequeñas), o aspersión o riego por goteo (semillas grandes). También la instalación de polisombra en el techo para que absorba el calor y disminuya un poco la intensidad de luz en el vivero.

En el caso de las plantas de humedal de las familias Juncacea y Cyperacea se recomienda la instalación de luz halógena, ya que la continua luz estimula la germinación. Igualmente, se propone el método del pantano o subirrigación, en la cual

la base de los contenedores está sumergida en agua, mientras que ésta sube por capilaridad. Para el caso de las bandejas semilleras se pueden cubrir con domos plásticos para evitar la pérdida de agua. La fertilización se realiza dependiendo de las características del sustrato y de los requerimientos nutricionales de la especie; es importante mantener un microclima adecuado y controlar los hongos usando un sustrato estéril.

En el caso de arbustos típicos de humedal que se quieran propagar por medio de estacas, es necesario tener una cámara de enraizamiento que mantenga temperaturas cálidas, moderados niveles de luz y alta humedad relativa para minimizar la transpiración. Para lograr estas condiciones se puede cubrir la cama con plástico a una altura de 1,50 metros y adicionar aspersores; en algunos casos hay calentadores de suelo que estimulan el enraizamiento.

### **Fase de crecimiento**

Puede llevarse a cabo al aire libre o en viveros protegidos con polisombra. Aquí las plántulas deben trasplantarse a contenedores más grandes para que se desarrolle mejor la raíz, sembrando una planta por contenedor, o a eras de crecimiento, si la siembra se va a hacer a raíz desnuda. Durante esta fase es importante controlar la densidad del cultivo para que cada planta tenga un buen desarrollo del follaje y no haya competencia por luz entre estas. De acuerdo con los requerimientos de la especie, la fertilización se realiza en esta etapa.

Con respecto al riego se recomienda que sea periódico, por medio de cintas de goteo, aspersores o para el caso de las plantas de humedal por el método del pantano. Esta fase finaliza antes de que la longitud de las raíces lleguen a la base del contenedor, por lo cual se recomienda verificar el estado de éstas periódicamente, lo cual se facilita usando contenedores tipo libro (Cuadro 1).

### **Fase de endurecimiento**

El objetivo de esta fase es incrementar el crecimiento en biomasa de la raíz. Esto se logra aclimatando a las plantas a las condiciones naturales (en espacios abiertos), induciendo períodos moderados de estrés por agua y nutrientes, reduciendo el fotoperiodo y aplicando menos fertilizantes. Una vez se cumpla esto las plantas ya están listas para ser sembradas. Si se tarda la siembra se corre el riesgo de que las raíces formen espirales, lo que conlleva a la pérdida de resistencia al estrés, absorción de nutrientes y en el peor de los casos la pérdida del material. Es un error sembrar las plantas sin haber pasado por la etapa de endurecimiento, ya que factores como la competencia, la exposición a patógenos y las condiciones ambientales de plantas no aclimatadas pueden ocasionar daños o muerte.

En todas las fases se debe monitorear y evaluar la ocurrencia de enfermedades o plagas. Finalmente, la duración de cada una es particular para cada especie; por esto y para lograr una mejor distribución del espacio, se recomienda agrupar especies similares en requerimientos, formas de vida y crecimiento. Esta distribución facilita una mejor organización de las plantas en los distintos ambientes (invernadero, vivero, aire libre) con respecto a su etapa de crecimiento.

### **Vivero transitorio del Parque Ecológico Distrital de Humedal (PEDH) La Vaca**

El vivero transitorio (Figuras 75 y 76) se construyó en el PEDH La Vaca, durante el Convenio 011-2010 especial de Cooperación en Ciencia y Tecnología celebrado entre la Secretaría Distrital de Ambiente y la Universidad Nacional de Colombia.



**Figura 75.** Construcción del vivero transitorio del PEDH La Vaca.

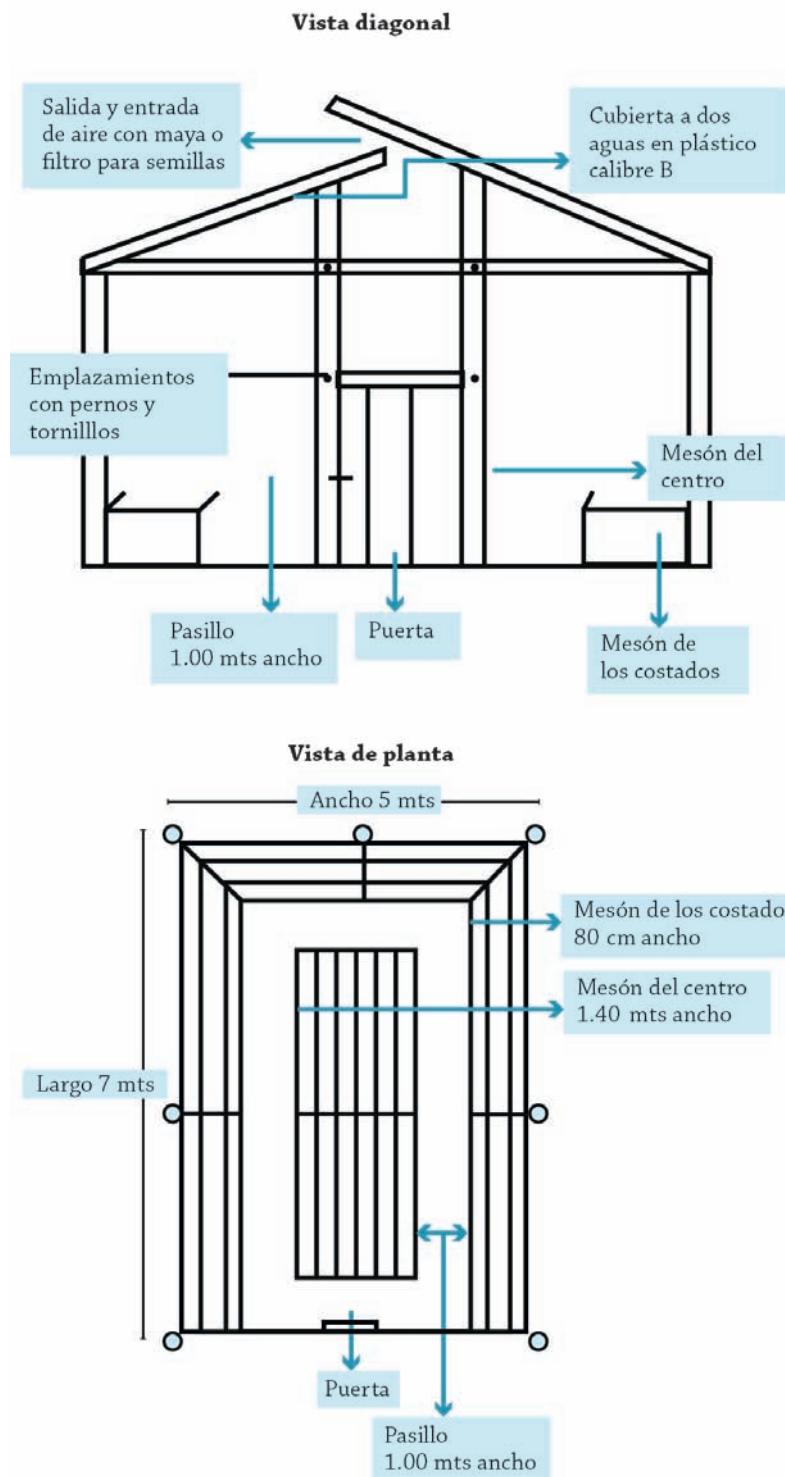


**Figura 76.** Vivero transitorio del PEDH La Vaca, terminado en el año 2011.

### **Diseño del vivero transitorio del PEDH La Vaca**

Está diseñado para el manejo y manipulación de propágulos vegetales. Consta de (Figura 77):

- Una estructura en madera de eucalipto roblizo inmunizado de 5 metros de ancho x 7 metros de largo, con una altura máxima de 3.5 metros hasta el caballete, y unas columnas en madera empotradas para una mayor durabilidad.
- Techo a dos aguas, con circulación de aire en la cubierta del techo y en los costados, por medio de una malla que además evita la entrada y salida de agentes externos.
- Un gran mesón de 7 metros de largo y 80 centímetros de ancho, construido en la parte perimetral interna, elaborado con tabla burra y recubierto de plástico negro. Y un mesón central de 4.20 metros de largo por 1.40 de ancho.
- Cubierta de plástico transparente de calibre 8 con filtro UV.



**Figura 77.** Diseños de perfil y planta del vivero transitorio del PEDH La Vaca.

## Áreas de vivero transitorio del PEDH La Vaca

El vivero está zonificado en dos partes: la primera está conformada por el área sobre los mesones y la segunda por el área del suelo. Debido al espacio que dispone el vivero y la frecuencia de las actividades desarrolladas existen áreas permanentes que a lo largo del año cumplen esa función y áreas transitorias en donde se realizan actividades que semestralmente van variando (Figura 78).

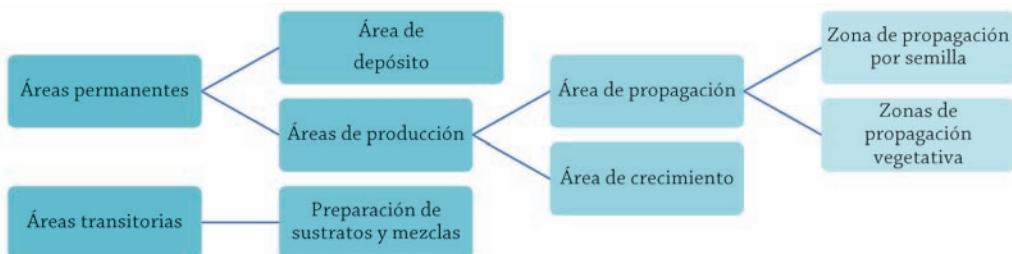


Figura 78. Áreas del vivero transitorio del PEDH La Vaca.

### Áreas de depósito

Se almacenan las herramientas, materiales y equipos.

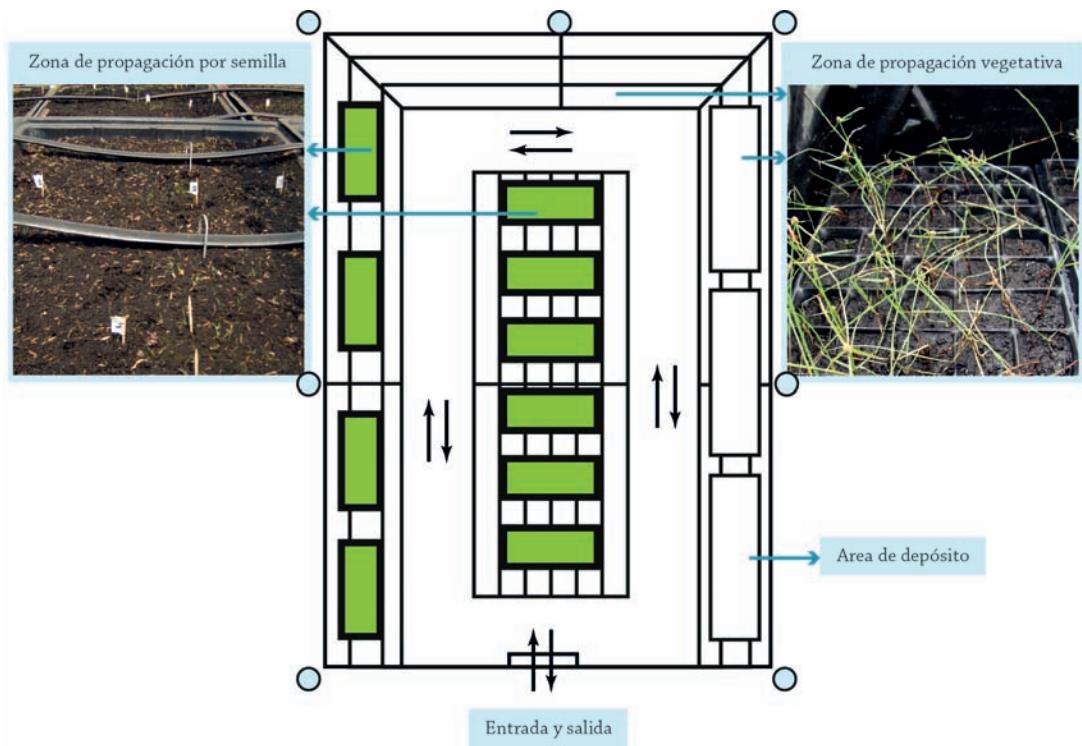
### Áreas de producción

En el área de propagación se encuentran mesones y tinas con agua, que corresponden a la **zona de propagación vegetativa**. Allí se mantienen, dividen y podan los núcleos y la **zona de propagación por semilla**, en donde se colocan las bandejas de germinación. El área de crecimiento se encuentra en la parte del suelo, bajo los mesones, y está conformada por camas de tierra y bolsas con tierra en donde se colocan las plántulas.

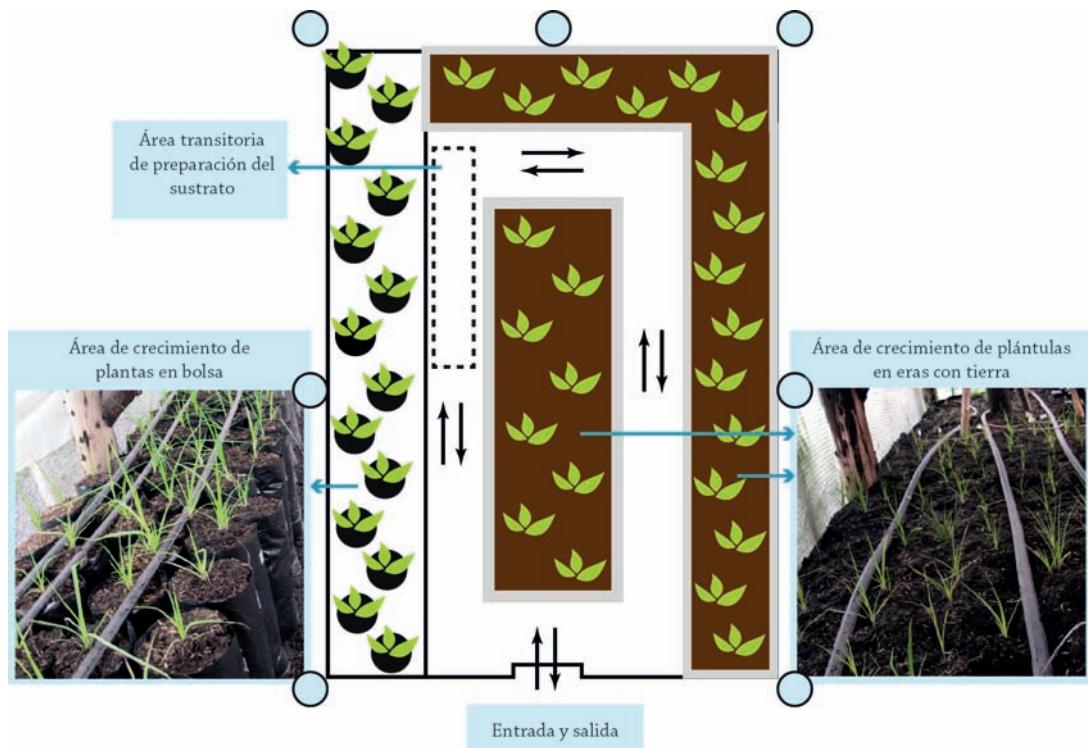
### Área transitoria de preparación del sustrato

El sustrato se prepara periódicamente durante una semana aproximadamente. Posteriormente se coloca en costales y se almacena.

A continuación se muestra la organización espacial del vivero transitorio construido en el PEDH (Figuras 79 y 80). El espacio se divide teniendo en cuenta las áreas del vivero.



**Figura 79.** Organización espacial sobre los mesones y tinas en el vivero transitorio del PEDH La Vaca.



**Figura 80.** Organización espacial del vivero transitorio construido en el PEDH La Vaca, debajo de los mesones.

---

## Recomendaciones

1. En el marco de las intervenciones hidráulicas que actualmente se realizan en algunos PEDH (El Burro y Tibanica), es indispensable conservar y rescatar las plantas y el suelo con posibles bancos de semillas, con el fin de propagar especies nativas propias de cada humedal y tener material vegetal suficiente para generar coberturas vegetales luego de la intervención. Además, este material puede utilizarse para enriquecer la vegetación de otros PEDH.
2. Debido a la escasa información de la propagación de especies, es necesario que se continúen con la investigaciones para las especies de interés que permitan seleccionar los métodos de propagación, los tratamientos pregerminativos, los sustratos, la fertilización y el riego más adecuado para cada una de las especies. Así como evaluar el tiempo de cada uno de las etapas de desarrollo y la utilidad de la fase de endurecimiento en el establecimiento de los propágulos.
3. Es necesario realizar investigaciones que nos permitan conocer la tolerancia de los propágulos al régimen hidrológico, como la periodicidad del nivel del agua y la calidad del agua requerida con el fin de desarrollar una estrategia adecuada de revegetación que aumente la supervivencia de las plántulas después del trasplante.
4. En la propagación sexual, las plantas deben manejarse cuidadosamente, pues son frágiles en las primeras semanas. Además, se recomienda evaluar otros tratamientos pregerminativos en semillas con baja germinación o evaluar su viabilidad y susceptibilidad a la desinfección con la solución de hipoclorito de sodio.
5. La propagación vegetativa de las plantas emergentes de humedal, por medio de la división de las estructuras clonales, es un método sencillo de realizar, con alta supervivencia, buen crecimiento y puede generar semillas maduras, útiles en la propagación sexual.
6. Es prioritario propagar las especies en peligro como: *Senecio carbonellii* y *Gratiola bogotensis*, de ser necesario realizar propagación in vitro.
7. Para el caso de las especies de humedal, se deben colectar semillas maduras y núcleos en campo. Los núcleos que se colectan pueden mantenerse en vivero hasta que desarrollen macollas, luego pueden sembrarse, mantenerse en vivero

hasta que produzcan semillas o dividirlas para constituir una fuente de propágulos vegetativos.

Esta propuesta permite tener diversidad genética a partir de la reproducción sexual, generar fuentes de semillas, y en el caso de las especies con estructuras clonales, realizar la reproducción vegetativa reduciendo el tiempo de producción y generar fuentes de propágulos vegetativos en vivero.

**8. Crear un programa de propagación de plantas de humedales de alta montaña, para la reintroducción de la biodiversidad regional, que a su vez permitan desarrollar protocolos de propagación de estas especies.**

**9. Debido a que la calidad del agua es uno de los factores que más afecta el establecimiento de la vegetación, se recomienda realizar los experimentos pilotos de reintroducción de la vegetación en el marco de proyectos de restauración ecológica únicamente en PEDH en donde se realicen intervenciones que mejoren la calidad del agua, para favorecer el éxito del establecimiento de las plantas.**



# Glosario

## Glosario

**Altiplano o altiplanicie cundiboyacense:** región geográfica limitada por los ramales de la cordillera oriental. Está conformado por varias altiplanicies, siendo las más grandes la altiplanicie de Bogotá, la altiplanicie de Ubaté- Chiquinquirá (donde encuentra el lago de Fúquene y las llanuras de Lenguazaque y Guachetá) y la altiplanicie de Sogamoso, que se extiende desde la región de Duitama hasta los bajos de Tópaga (Botiva 1988).

**Altiplano de Bogotá o Sabana de Bogotá:** nombre dado a la región que se ubica en el centro geográfico de Colombia, sobre la Cordillera Oriental y forma parte del altiplano cundiboyasense. En esta región se asentaron los muiscas en la época prehispánica. La Sabana de Bogotá se encuentra en el departamento de Cundinamarca y está conformada por 32 municipios, dentro de los que se incluye Bogotá (ICANH 2012).

**Anual:** se refiere a plantas que completan el ciclo de vida en un año (Hartmann *et al.* 2011).

**Aquenio:** fruto seco con una sola semilla. La pared los envuelve estrechamente, pero está libre (James 1988). Por ejemplo frutos de las Cyperaceae (Figura 22)

**Aurícula:** apéndice parecido a una hoja. Suelen ser dos y están ubicadas en la base de la lamina foliar (Font Quer 2001).

**Caulinares:** hojas dispuestas a lo largo del tallo.

**Catáfilo:** hoja a menudo con forma de es-

cama que se encuentra alrededor de las yemas, bulbos y rizomas (Font Quer 2001).

**Cespitoso:** capaz de formar césped. Características de las plantas que crecen muy próximas y llegan a cubrir extensiones de un terreno (Font Quer 2001).

**Cima:** tipo de inflorescencia con un eje principal que termina en una sola flor que abre antes que las flores laterales (James 1988).

**Coloide:** partículas pequeñas, de 0,005 a 1,0 micra, que pueden suspenderse en un medio líquido por largos periodos de tiempo. Los coloides del suelo, principalmente las arcillas y el humus, tienen ese comportamiento, además cuentan con una carga en sus superficie que atrae los iones de los nutrientes del suelo (Plaster 2009)

**Cormo:** tallo bulboso, corto, erecto, duro o carnoso, generalmente cubierto con hojas secas y delgadas (James 1988).

**Cotiledón:** primera o primeras hojas de una planta. Algunas pueden tener reservas nutritivas, como los frijoles (Font Quer 2001).

**Cuerpo de agua:** es una masa o extensión de agua, continental o marítima.

**Culmo:** tallo hueco (interior) y articulado de las gramíneas, generalmente herbáceo, por lo común es solo macizo en los nudos (Font Quer 2001).

**Dehisciente:** cualidad de un fruto que se abre espontáneamente para dejar salir las semillas.

**Dicotiledóneas:** plantas con flores, frutos y

semillas (angiospermas) que presentan dos cotiledones (Font Quer 2001)

**Dormancia:** es una condición de las semillas viables, que no germinan bajos las condiciones ambientales adecuadas (Hartmann *et al.* 2011).

**Embrión:** cuerpo primordial de células diploides que se encuentra en la semilla, formado luego de la fecundación de la oocélula. Si las condiciones son favorables germina y se convierte en una plántula (Font Quer 2001).

**Endospermo:** tejido reservante de la semilla (Font Quer 2001).

**Endocoria:** tipo de dispersión de propágulos, realizados por los animales que los ingieren y luego los defecan.

**Epicótilo:** sección del tallo de una plántula que se encuentra luego de los cotiledones (Font Quer 2001).

**Especies invasoras:** son una de las principales causas de pérdida de biodiversidad de los ecosistemas. Estas llegan a un sitio nuevo al ser trasladadas intencional o accidental y colonizan rápidamente un nuevo ambiente, hasta ser capaces de superar las barreras para su reproducción. Como no tienen enemigos naturales y tienen amplia tolerancia ambiental, conforman poblaciones que crecen de manera acelerada, afectando las especies nativas (por competencia por espacio, luz, nutrientes) y trasformando algunos procesos ecosistémicos como el ciclado de nutrientes o los regímenes de disturbio (Díaz-Espinosa *et al.* 2012).

**Especies potencialmente invasoras:** son especies que pueden estar en la etapa inicial de invasión. Aun no tienen un crecimiento acelerado de sus poblaciones, pero potencialmente pueden convertirse en invasoras una vez superen barreras ambientales para

la reproducción. Una especie potencialmente invasora puede convertirse en invasora tras un periodo de 10 a 20 años. (Díaz-Espinosa *et al.* 2012).

**Especies pioneras:** se refieren a las primeras especies que colonizan un lugar luego de un disturbio (Van der Hammen 2008).

**Especies clave:** son especies prioritarias en los programas de conservación, porque su desaparición en un área implica la desaparición de otras especies (Primack & Ros 2002)

**Espiga:** inflorescencia con las flores dispuestas en un solo eje (James 1988).

**Estratificación por enfriamiento o humedad:** es un pretratamiento aplicado a las semillas para romper su dormacia. Se usa comúnmente en las semillas de las plantas de zonas templadas, porque aunque las semillas están completamente desarrolladas no germinan inmediatamente. El pretratamiento busca simular las condiciones del invierno al que están sometidas las semillas naturalmente. Para realizar este tratamiento se deben tener tres requisitos: una fuente de humedad, temperatura baja y ventilación suficiente. La estratificación es un método que consiste en colocar las semillas en capas que alternan con otras de un medio que conserva la humedad como arena, turba o vermiculita, y mantenerlas a una temperatura durante un período de tiempo, dependiendo de la especie. Actualmente, el uso del término estratificación comprende toda la forma de tratamientos de semillas con frío húmedo, sin requerir que las semillas se coloquen o no en capas (FAO1991).

**Exocoria:** tipo de dispersión de propágulos a través de su transporte en el pelaje o las plumas de los animales.

**Explante:** sección de tejido vegetal removido de un organismo y transferido para su crecimiento a un medio artificial de nutrientes (Córdoba *et al.* 2010).

**Fecundación:** es la unión de la gameta masculina, llamada anterozoide, con la gameta femenina, denominada oósfera, la cual se encuentra en el ovario de la flor (Francesco & González 2000).

**Hábitat:** espacio o lugar donde un organismo vive (Begon *et al.* 2005)

**Indehiscente:** fruto que no se abre espontáneamente para dejar salir las semillas.

**Inflorescencia:** agrupación de flores (James 1988)

**Jarillón:** es una construcción para la protección frente a las crecientes, de las zonas que se encuentra en el borde de los humedales (Ministerio del Medio Ambiente 2002)

**Máquina de “air screen” o pantalla de aire:** es una máquina utilizada para limpiar las semillas de las plantas. En general se realiza separando las semillas de otros con base en diferencias en el tamaño y el peso de las semillas. La máquina está compuesta por tres elementos de limpieza: el aspirador, en el cual se remueve el material más ligero de las semillas; un separador preliminar, en el cual las semillas pasan por medio de una superficie con agujeros en donde se separan del material de mayor tamaño; y una cinta transportadora con orificios de menor tamaño, en donde las semillas se separan de las partículas más pequeñas (TNAU-2008).

**Monocotiledóneas:** plantas con flores, frutos y semillas (angiospermas) que tienen un solo cotiledón (Font Quer 2001).

**Perenne:** se refiere a plantas que para completar su ciclo de vida requieren más de

dos años (Hartmann *et al.* 2011).

**Pericarpio:** pared completa del fruto desde la piel hasta el recubrimiento de la cámara de la semilla (James 1988).

**Polinización:** movimiento del polen desde la antera hasta el estigma (James 1988).

**Radícula:** denominación de la estructura no desarrollada de la raíz y que se encuentra en el embrión (Font Quer 2001).

**Raquis:** eje de cualquier inflorescencia (Font Quer 2001).

**Ronda hidráulica:** zona de protección ambiental e hidráulica no edificable y de uso público. Constituida por una franja paralela alrededor de los cuerpos de agua, medida a partir de la línea de mareas máximas (máxima inundación), de hasta 30 metros de ancho, destinada principalmente al manejo hidráulico y la restauración ecológica (Artículo 78 del Decreto Distrital 190 de 2004)

**Semilla dormante:** semilla viable que presenta dormancia, no germina bajo las condiciones ambientales adecuadas.

**Semilla no dormante:** semilla viable que germina bajo las condiciones ambientales adecuadas.

**Zona de manejo y preservación ambiental:** es la franja de terreno de propiedad pública o privada contigua a la ronda hidráulica, destinada principalmente a propiciar la adecuada transición de la ciudad construida a la estructura ecológica, la restauración ecológica y la construcción de la infraestructura para el uso público, ligado a la defensa y control del sistema hídrico (Artículo 78 del Decreto Distrital 190 de 2004).

**Zona de recuperación:** corresponde a los sectores dedicados exclusivamente a la ejecución de actividades tendientes a la

recuperación de poblaciones de especies nativas de la fauna silvestre o de plantas amenazadas. Esta zona podrá tener una duración temporal y su uso estará restringido a la realización de las actividades de manejo de los recursos objeto de recuperación, por parte de personas especialmente designadas para ello (CIC & EAAB 2000).





# Bibliografía

## Bibliografía

- Aguilar, M. & Vanegas, S. 2007. Viveros una experiencia comunitaria en el páramo de Rabanal. Proyecto Páramo Andino. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt-IAvH. 35 p.
- AKEPIC. 2012. Alaska Exotic Plant Information Clearinghouse database. (<http://aknhp.uaa.alaska.edu/maps/akepic/>). Alaska Natural Heritage Program, University of Alaska, Anchorage. Accessed (07-07-2012).
- Alpandino. 2011. "Falange y Guerrilla". Institute of Botany (Section Plant Ecology), University of Basel. URL: <http://alpandino.org/es/course/19/19e.htm>
- Arriaga, V., Cervantes, V. & Vargas-Mena, A. 1994. Manual de reforestación con nativas: colecta y preservación de semillas, propagación y manejo de plantas. Instituto Nacional de Ecología. Primera edición. México D.F.
- Ávila, Y. A. 2006. Banco de semillas germinables de ocho comunidades vegetales del humedal "Jaboque", Bogotá D.C. Tesis de maestría. Director: Orlando Vargas Ríos. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología. Bogotá D.C.
- Balslev, H. 1983. New Taxa and Combinations in Neotropical *Juncus* (Juncaceae). *Brittonia*, Vol. 35, No. 3, pp. 302-308
- Balslev, H. & Zuluaga, A. 2009. Juncaceae. Flora de Colombia. Monografía No. 26. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá D.C. Colombia. 79 p. (URL: [http://www.ciencias.unal.edu.co/unciercias/data-file/user\\_16/file/floracol/fdc026.pdf](http://www.ciencias.unal.edu.co/unciercias/data-file/user_16/file/floracol/fdc026.pdf))
- Barner, J. 2007. Propagation protocol for production of *Juncus effusus* L. *compactus* auct. non Lej. & Court. [misapplied] seeds. USDA FS - R6 Bend Seed Extractory, Bend, Oregon. In: Native Plant Network. URL: <http://www.nativeplantnetwork.org> (accessed 16 February 2012). Moscow (ID): University of Idaho, College of Natural Resources, Forest Research Nursery.
- Barrat-Segretain, H. 1996. Strategies of reproduction, dispersion, and competition in river plants: a review. *Vegetatio*, Vol 123, No 1 pp. 13-37.
- Bartow, A. 2007. Propagation protocol for production of *Eleocharis palustris* Roemer & J. A. Schultes seeds. USDA NRCS - Corvallis Plant Materials Center, Corvallis. In: Native Plant Network. Moscow (ID): University of Idaho, College of Natural Resources, Forest Research Nursery. URL: <http://www.nativeplantnetwork.org>
- Baskin, C. 2003. Propagation protocol for production of container *Juncus effusus* L. plants. University of Kentucky, Lexington, Kentucky. In: Native Plant Network. Moscow (ID): University of Idaho, College of Natural Resources, Forest Research Nursery. URL: <http://www.nativeplantnetwork.org>

- Begon, M., Townsend, C. & Harper, J. 2005. *Ecology from individuals to ecosystems*. 4th Edition. Blackwell publishing Ltda. 752 p.
- Bernal, R., Galeano, G., Rodríguez, A., Sarmiento H. y Gutiérrez M. 2012. Nombres Comunes de las plantas de Colombia. URL: <http://www.biovirtual.unal.edu.co/nombrescomunes/>
- Biganzoli, F. y Múlgura De Romero M. 2004. *Inventario Florístico del Parque Provincial Teyú Cuaré y alrededores (Misiones, Argentina)*. Darwiniana. 2004 Dic. 42(1-4).
- Bonilla-Barbosa, J. R. y A. Novelo R. 1995. *Manual de identificación de plantas acuáticas del Parque Nacional Lagunas de Zempoala, México*. Cuadernos del Instituto de Biología 26, Universidad Nacional Autónoma de México, México, D. F. 168 p.
- Botiva, A. 1988. *Colombia prehispánica. Regiones arqueológicas*. Instituto Colombiano de Antropología e Historia. Publicación digital en la página web de la Biblioteca Luis Ángel Arango del Banco de la República. URL: <http://www.banrepultural.org/blaavirtual/arqueologia/prehisp/cp08.htm#Descripción Geográfica>
- Brochet, A., Guillemain, M., Fritz, H., Gauthier-Clerc, M. & Green A. 2010. Plat dispersal by teal (*Anas crecca*) in the Camargue: duck guts are more important than their feet. *Freshwater Biology* 55 (6): 1262 -1273.
- Budelsky, R. & Galatowitsch, S. 2004. Establishment of *Carex stricta* Lam. Seedlings in Experimental Wetlands with Implications for Restoration. *Plant Ecology*, Vol. 175, No. 1 (2004), pp. 91-105.
- Cassanoves, F., Pla, L. & Di Rienzo, J. (Eds.). 2011. *Valoración y análisis de la diversidad funcional y su relación con los servicios ecosistémicos*. Serie Técnica CATIE. Informe Técnico No. 384. Costa Rica.
- Chaves-Chamorro, M. 1981. *Revisión preliminar del género *Eleocharis* en Colombia*. Tesis para optar por el título de Bióloga. Director: Mora-Osejo L. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología. Bogotá. D.C.
- CIC -Conservación Internacional Colombia & EAAB-Empresa de Acueducto y Alcantarillado de Bogotá. 2000. *Protocolo general para el desarrollo de actividades de revegetación en los humedales bogotanos*. Conservación Internacional Colombia. Dirección técnica. Informe Técnico.
- Cohen, O. & Rubin, B. 2007. *Soil solarization and weed management*. Pp: 177-200. En: Upadhyaya, M. K. & Blackshaw, R. E. *Non-Chemical Weed Management: Principles, Concepts, and Technology*. Wallingford, Oxon, GBR: CABI Publishing, 2007. URL:<http://site.ebrary.com/lib/unalbog/Doc?id=10202434&ppg=190>
- Convención de Ramsar. 2006. *Manual de la Convención de Ramsar: Guía a la Convención sobre los Humedales (Ramsar, Irán, 1971)*. 4a. edición. Secretaría de la Convención de Ramsar, Gland (Suiza).
- Cook, C. 1985. Range extension of aquatic vascular plant species. *J. Aquat. Plant Manage.* 23: 1-6.
- Córdoba S., Guzmán J., Pérez B., Zuñiga P. & Pacheco R. 2010. *Propagación de especies nativas de la región andina*. Subdirección científica. Jardín Botánico José Celestino Mutis. Bogotá, D. C. 238 p.

- Cronk, J. & Fennessy, M. 2001. *Wetland Plants Biology and Ecology*. CRC Press LLC Lewis Publishers. Nueva York.
- Davidse, G., Sousa, M. & Chater, A. (Eds.). 1994. *Flora mesoamericana: Alismataceae a Cyperaceae v. 6*. México D. F. Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología.
- Davis, L. 1995. *A handbook of constructed wetlands a guide to creating wetlands for: agricultural wastewater domestic wastewater coal mine drainage stormwater in the mid-atlantic region*. 53 p.
- Díaz J.E., Díaz-Espinosa A. & Vargas O. (Eds.). 2012. *Plantas Invasoras de los Humedales de Bogotá: Diagnóstico, perspectivas de manejo y experiencias piloto de rehabilitación ecológica*. Grupo de restauración ecológica de la Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología - Secretaría Distrital de Ambiente. Bogotá.
- Díaz-Espinosa A., Díaz J.E. & Vargas O. (Eds.). 2012. *Catálogo de plantas invasoras de los humedales de Bogotá*. Grupo de restauración ecológica de la Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología – Secretaría Distrital de Ambiente. Bogotá.
- Díaz-Espinosa, A. & Martínez, L. 2012. *Experiencia piloto de rehabilitación ecológica en los PEDH Juan Amarillo y La Vaca*. Bogotá. En: Díaz J.E., Díaz-Espinosa A. & Vargas O. (Eds.). *Plantas Invasoras de los Humedales de Bogotá: Diagnóstico, perspectivas de manejo y experiencias piloto de rehabilitación ecológica*. Grupo de restauración ecológica de la Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología - Secretaría Distrital de Ambiente. Bogotá.
- Dumroese R., K., Luna, T. & Landis, T. (Eds.). 2009. *Nursery Manual for Native Plants: A Guide for Tribal Nurseries, Volume1, Nursery Management*. Department of Agriculture, Forest Service. Washington, D. C. 302 p.
- Durán, F. 2003. *Volvamos al campo: Manual de cultivos orgánicos y alelopatía*. Grupo Latino Editores. Impreso en Colombia. 699 p.
- EFloras. 2012. Published on the Internet <http://www.efloras.org> [accessed 8 july 2012]. Missouri Botanical Garden, St. Louis, MO & Harvard University Herbaria, Cambridge, MA.
- FAO - Organización para la Agricultura y la Alimentación. 1991. *Tratamiento previo de la semilla*. En: *Guía para la manipulación de Semillas Forestales, con especial referencia a los trópicos*. URL: <http://www.fao.org/DOCREP/006/AD232S/ad232s10.htm>
- Fernández-Alonso, J. L. & Hernández-Schmidt, M. 2007. *Catálogo de la flora vascular de la cuenca alta del río Subachoque (Cundinamarca, Colombia)*. Caldasia Vol.29 (1): 73-104.
- Font Quer, P. 2001. *Diccionario de botánica Pío Font Quer*. 2a ed.. Barcelona: Ediciones Peñínsula. XXXIX, 1244 p.
- Francesco, V. & González, C. 2000. *Fecundación en: Embrión y Plántulas de Monocotiledóneas y Dicotiledóneas* <http://www.botanica.cnba.uba.ar/Trabprac/Tp4/LaFecundacion.html>
- Fuentes, C., Eraso, E., Sequeada, O. & Piedrahíta, W. 2011. *Flora arvense del altiplano Cundiboyacense de Colombia*. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Agronomía. Bayer Crop Science. Bogotá. 348 pág.
- Gaitán, M. 2008. *Los viveros de plantas nativas: Cultivando nuestras semillas, conservando biodiversidad. Serie materiales de trabajo. Programa Mosaicos de Conservación*. Taller

- Manejo de viveros de especies nativas, restauración ecológica y planificación del paisaje rural. Instituto de Investigaciones Alexander von Humboldt. Patrimonio Natural.
- García-Cabrera, G. 2002. Efecto del sustrato y del tamaño de la escama en la inducción de bulbillos de siete cultivares de *Lilium x hybridum* Hort. Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias Escuela de Agronomía.
- Gargiullo, M. 2007. A guide to native plants of the New York City region. New York City department of Park and recreation. Estados Unidos de America. Pág. 306.
- GBIF - Global Biodiversity Information Facility. 2012. URL: <http://data.gbif.org/welcome.htm>
- Global Invasive Species Database. 2012. *Ludwigia peruviana*. Available from: <http://www.issg.org/database/species/ecology.asp?si=871&fr=1&sts=sss&lang=EN> [Acceso 15 febrero].
- Godfrey, R. K. & Wooten, J. W. 1981. Aquatic and Wetland Plants of Southeastern United States Dicotyledons. Aquat. Wetland Pl. SE. U.S. Dicot. 933 pp.
- Gold, K., León-Lobos, P., & Way, M. 2004. Manual de recolección de semillas de plantas silvestres para conservación a largo plazo y restauración ecológica. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Centro Regional de Investigaciones Intihuasi. La Serena, Chile, Boletín INIA N° 110 62p.
- González, J. 2008. Plantas alóctonas invasoras en el Principado de Asturias. Consejería de Medio, Ordenación del Territorio e Infraestructuras y Obra Social “La Caixa”, Oviedo, 190 pp. URL: <http://www.asturias.es/medioambiente/publicaciones/ficheros/plantas-aloc-inv.pdf>
- González-Elizondo, M. & Tena-Flores, A. 2000. Eleocharis (Cyperaceae) in the New Word. En: Wilson, K. & Morrison, D. (Eds.). 2000. Monocots systematic and evolution. 2nd edition. Australia.
- González-M., R. & López-Camacho, R. 2012. Catálogo de las plantas vasculares de Ráquira (Boyacá), flora andina en un enclave seco de Colombia. Colombia Forestal, 15(1).
- Google Maps - ©2012 Google .Imagen de satélite de la laguna de Fúquene. URL:[http://www.google.com/mapmaker?ll=5.46956,-73.751736&spn=0.095522,0.169086&t=h&z=13&vpsrc=6&q=N5+26.568+W73+46.317&hl=es&utm\\_medium=website&utm\\_campaign=relatedproducts\\_maps&utm\\_source=mapseditbutton\\_normal](http://www.google.com/mapmaker?ll=5.46956,-73.751736&spn=0.095522,0.169086&t=h&z=13&vpsrc=6&q=N5+26.568+W73+46.317&hl=es&utm_medium=website&utm_campaign=relatedproducts_maps&utm_source=mapseditbutton_normal)
- FRAG- Fortalecimiento de Riego Agrícola. Guías técnicas de FRAG.1999. Guía técnica riego por goteo 1. URL: <http://rilo.elregante.com/goterotornillo.pdf>
- Hagen, A. 1996. A Guide to Establishing Aquatic Plants. Environmental Conservation Branch . Published by Authority of the Minister of the Environment. Minister of Public Works and Government Services Canada.
- Hartmann, T., Kester, E., Davies, T. & Geneve, R. 2011. Hartmann & Kester's Plant Propagation: Principles and Practices 8th edition .Boston: Prentice Hall.
- Hernández, J., Rangel, J. O. & Granés, A. 2003. La vegetación y el impacto antrópico del humedal Jaboque. Informe de Investigación. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Bogotá, Colombia.
- Hernández-R., J. y Rangel-Ch., J. O. 2009. La Vegetación del Humedal de Jaboque (Bogotá, D.C.). Caldasia, vol.31, n.2 pp. 355-379.

- Hickman, J. (Ed.). 1993. The Jepson Manual Higher Plants of California. Cyperaceae. Sedge family. URL: [http://ucjeps.berkeley.edu/interchange/I\\_treat\\_indexes.html](http://ucjeps.berkeley.edu/interchange/I_treat_indexes.html)
- Hilty. 2002-2012. Shining Flat Sedge. *Cyperus bipartitus bipartitus*. Sedge family Cyperaceae. Illinois Wildflowers. URL: [http://www.illinoiswildflowers.info/grasses/plants/shine\\_ftsedge.htm](http://www.illinoiswildflowers.info/grasses/plants/shine_ftsedge.htm)
- Hilty, J. 2005. *Juncus tenuis*. En: Grasses, Sedges, and Non-Flowering Plants of Illinois. Disponible en: [http://www.illinoiswildflowers.info/grasses/plants/path\\_rush.htm](http://www.illinoiswildflowers.info/grasses/plants/path_rush.htm)
- Hoag, J. 1995. Use of greenhouse propagated wetland plants versus live Transplants to vegetate constructed or created wetlands. Riparian/Wetland Project Information Series No. 7 April.
- Hoag, J., Wyman, S., Bentrup, G., Holzworth, L., Ogle, D., Carleton, J., Berg, F. & Leinard, B. 2001. Users guide to description, propagation and establishment of wetland plant species and grasses for riparian areas in the intermountain west. United States Department of Agriculture. Natural Resources Conservation Service, Plant Materials Plant Materials Technical Note No. WY-5. URL: <http://efotg.sc.egov.usda.gov/references/public/WY/pm5.pdf>
- Humboldt, A., Bonpland, A. & Kunth, S. 1816. Nova genera et species plantarum [...] Tomus primus. Lutetiae Parisiorum: sumtibus Librariae Graeco-Latino-Germanicae, via dicta Fossés-Montmartre, n ° 14 (Ex typographia d'Hautel). Paris, Francia en: Biblioteca digital Real Jardín Botánico. URL: <http://bibdigital.rjb.csic.es/spa/Libro.php?Libro=5758&Hojas=>
- Hunt, R. 1990. Basic grow analysis: plant grow analysis for beginners. London. Unwin Hyma. 122p.
- ICANH-Instituto de Colombiano de Antropología e Historia. 2012. Sabana de Bogotá. URL: <http://www.icanh.gov.co/index.php?idcategoria=4408>
- ICN-Instituto de Ciencias Naturales. 2004 (Y continuamente actualizado). Colecciones científicas en línea. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional de Colombia. URL: <http://www.biovirtual.unal.edu.co/ICN/>.
- Isacch, J. P., Pérez, C. F. & Iribarne, O. 2006. Bird species composition and diversity at middle Argentinean coast of La Plata river. *Ornitología Neotropical* 17:419–432.
- James, S. 1988. Sistemática vegetal. 2 ed. Mc Graw Hill, México.
- Kellogg, C., Bridgman, S. & Leicht, S. 2003. Effects of water level, shade and time on germination and growth of freshwater marsh plants along a simulated successional gradient. *Journal of Ecology*. 91, 274-282.
- Kujawski, J. & Davis, K. M. 2001. Propagation protocol for production of container *Juncus tenuis* plants. USDA NRCS - Norman A. Berg National Plant Materials Center, Beltsville, Maryland. In: Native Plant Network. URL: <http://www.nativeplantnetwork.org> (accesed 26 August 2012). Moscow (ID): University of Idaho, College of Natural Resources, Forest Research Nursery.
- Landis, T. D., Lippitt, L. A., Evans, J. M. 1993 .Biodiversity and ecosystem management: the role of forest and conservation nurseries. In: Landis, T. D. (Ed.). *Proceedings, Western Forest*

- Nursery Association. General Technical Report RM-221. Fort. Collins, CO: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 1-17.
- Leck, M. & Schütz, W. 2005. Regeneration of Cyperaceae, with particular reference to seed ecology and seed Banks. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics* 7: 95-133.
- Lemaire, F., Dartigues, A., Riviere, L., Charpentier, S. & Morel, P. 2005. Desinfección de sustratos. En: *Cultivos en macetas y en contenedores. Principios agronómicos y aplicaciones*. Ediciones Mundi Prensa, Edición española.
- Lindig-Cisneros, R. & Zedler, J. B. 2005. La restauración de humedales. En: Sánchez, O., Peters, E., Márquez-Huitzil, R., Vega, E., Portales, G., Valdez, M., y Azuara, D. (Eds.). 2005. Temas sobre restauración ecológica. Instituto Nacional de Ecología, Semarnat, U. S. Fish & Wildlife Service, Unidos para la Conservación, A. C. México, D. F.
- Linn Soil and Water Conservation District and Oregon Department of Agriculture. 2005. Guide for Using Willamette Valley Native Plants Along Your Stream. Disponible en URL: [http://www.pdfdownload.org/pdf2html/view\\_online.php?url=http%3A%2F%2Flinnswcd.oacd.org%2FNativePlantGuide05.pdf](http://www.pdfdownload.org/pdf2html/view_online.php?url=http%3A%2F%2Flinnswcd.oacd.org%2FNativePlantGuide05.pdf)
- Llorente, J., & Morrone, J. J. (Eds). 2001. Introducción a la Biogeografía en Latinoamérica: Teorías Conceptos, Métodos y Aplicaciones. México: Instituto de Ecología Ecosur, UNAM, 277 p.
- Martínez, L. 2012. Ensayos de propagación, supervivencia y crecimiento de plantas herbáceas en el marco de la rehabilitación ecológica de los Parques Ecológicos Distritales de Humedal. En: Díaz J.E., Díaz-Espinosa A. & Vargas O. (Eds.). Plantas Invasoras de los Humedales de Bogotá: Diagnóstico, perspectivas de manejo y experiencias piloto de rehabilitación ecológica. Grupo de restauración ecológica de la Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología - Secretaría Distrital de Ambiente. Bogotá.
- Mason, J. 2004. Nursery management. 2nd. Edition. Landlinks press. Australia. 120 p.
- McCorry, M. J. & Renou, Fl. 2003. Ecology and management of *Juncus effusus* (soft rush) on cutaway peatlands BOGFOR Research Programme. Department of Environmental Resource Management. University College Dublin. Disponible en: [http://www.ucd.ie/ferg/Research/Projects/BOGFOR/Juncus\\_McCorry\\_Renou.pdf](http://www.ucd.ie/ferg/Research/Projects/BOGFOR/Juncus_McCorry_Renou.pdf)
- Mejía, F. 1995. Onagráceas, Araliáceas, Haloragáceas, Clethráceas, Umbelíferas. Serie de Flora de la Real Expedición Botánica del Nuevo Reino de Granada - 1783-1816 - t. 32.: Ediciones Cultura Hispánica. Madrid.
- Ministerio del Medio Ambiente. 2002. Política nacional para humedales interiores de Colombia: estrategias para su conservación y uso sostenible. Ministerio del Medio Ambiente. Colombia - Bogotá. 67 p.
- Mohlenbrock, R.H. 2005. Aquatic and Standing Water Plants of the Central Midwest: Cyperaceae Sedges. Southern Illinois University Press, Carbondale, IL. 272 p.
- Montenegro, A. 2000. Estrategias de dispersión y regeneración por bancos de semilla de dos comunidades de bosque altoandino (Embalse de San Rafael). Trabajo de grado. Director: Orlando Vargas Ríos. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología. Bogotá. D.C.

- Montenegro, A., Ávila Y., Mendivelso-Ch., H. & Vargas O. 2006. Potencial del banco de semillas en la regeneración de la vegetación del humedal Jaboque, Bogotá, Colombia. Caldasia 28(2) 285- 306.
- Mony, C., Mercier, E., Bonis, A. & Bouzille, J. 2010. Reproductive strategies may explain plant tolerance to inundation: A mesocosm experiment using six marsh species. Aquatic Botany 92: 99-104.
- Native Plant Network. 2009. Moscow (ID): University of Idaho, College of Natural Resources, Forest Research Nursery. URL: <http://www.nativeplantnetwork.org> .
- Nicol, J. & Ward, R. 2010. Seed bank assessment of Goolwa Channel, Lower Finiss River and Lower Currency Creek. South Australian Research and Development Institute (Aquatic Sciences), Adelaide. SARDI. Publication No. F2010/000303-1. SARDI Research Report Series No. 489. 39 pp. URL: [http://www.sardi.sa.gov.au/\\_\\_data/assets/pdf\\_file/0020/144533/No\\_489\\_Seed\\_bank\\_assessment\\_of\\_Goolwa\\_Channel,\\_Lower\\_Finiss\\_River\\_and\\_Lower\\_Currency\\_Creek.pdf](http://www.sardi.sa.gov.au/__data/assets/pdf_file/0020/144533/No_489_Seed_bank_assessment_of_Goolwa_Channel,_Lower_Finiss_River_and_Lower_Currency_Creek.pdf)
- Palacios, G. A. (Ed.). 2008. Historia ambiental de Bogotá y la sabana, 1850-2005. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Instituto Amazónico de Investigaciones IMANI. 345 p.
- Pavlik, B. M. & McWhorter, C. 2010. Wildlife corridor planting plan and native plant nursery for the Hamilton Wetlands Restoration Project, Novato, California.
- Pérez, D. N. & Fonseca, R. S. (Eds). 1997. Flora de Guerrero Nº 5: Cyperaceae. 1<sup>a</sup>. ed. Coordinación de los servicios editoriales de la Facultad de Ciencias de la UNAM. México.
- Petersen, S. L., Roundy, B. A. & Bryant, R. M. 2004. Revegetation methods for high-elevation roadsides at Bryce Canyon National Park, Utah. Restoration Ecology 12:248–257.
- Peterson, J. & Baldwin, A. 2004. Variation in Wetland Seed Banks across a Tidal Freshwater Landscape. American Journal of Botany, Vol. 91, No. 8 pp. 1251-1259.
- Piepenbring, M. 2000. Edible tubers formed by roots of *Juncus microcephalus* Kunth in H.B.K. Feddes Repert., 111: 567–570.
- Plaster, E. 2009. Soil science & management. Fifth edition. Delmar cengage learning. Estados Unidos.
- Primack, R. & Ros, J. 2002. Introducción a la biología de la conservación. 2 ed. Editorial Ariel S. A. España.
- Pysek, P., Prach, K. & Mandak, B. 1998. Invasions of Alien Plants into Habitats of Central European Landscape: an historical pattern. En: Plant Invasions: Ecological Mechanism and Human Responses. Edited by U. Starfinger, K. Edwards, I. Kowar-ik and M. Williarnsorff pp. 23-32.
- Ramírez, C., Romero, M. & Riveros, M. 1979. Habit, habitat, origin and geographical distribution of chilean vascular hydrophytes. Aquatic Botany, 7 (1979) 241--253.
- Ramírez-Padilla, B. & Mendoza-Cifuentes ,H. 2002. Monocotiledóneas y Pteridófitos de La Planada. Biota Colombiana 3 (2): 285 – 295.
- Rangel-CH., J. O. 2000. La Diversidad Beta: Tipos de vegetación. En: J.O. Rangel-Ch. (ed.). Colombia Diversidad Biótica III. La región de vida paramuna. 658-719. Instituto de Ciencias Naturales-Instituto Alexander von Humboldt. Bogotá.

- Real Jardín Botánico-CSIC. 2012. Proyecto de digitalización de los dibujos de la Real Expedición Botánica del Nuevo Reino de Granada (1783-1816), dirigida por José Celestino Mutis: [www.rjb.csic.es/icones/mutis](http://www.rjb.csic.es/icones/mutis).
- Riquelme, J. & Carrasco, J. 2006. Vaporización de sustrato. En: Alternativas de desinfección del suelo en la producción de tomates en invernaderos de Colín. Boletín INIA No. 155. URL: <http://www.inia.cl/medios/biblioteca/boletines/NR34988.pdf>.
- Rodiyati, A. & Nakagoshi, N. 2003. Annual growth and Phenology of *Killinga brevifolia* (Rottb.) Hassk. In temperate and tropical regions. Journal of International Development and Cooperation, Vol.10, No.1, pp. 1-10.
- Rogers, S. 2003. Special symposium: applications of in vitro culture for habitat restoration tissue culture and wetland establishment of the freshwater monocots *Carex*, *Juncus*, *Scirpus*, and *Typha*. In Vitro Cell. Dev. Biol. Plant 39: 1-5.
- Romanowski, N. 2009. Planting Wetlands and Dams: A practical Guide to Wetland Design, Construction and Propagation. 2nd ed. Landlinks Press, Australia. 169p.
- Rosselli, L. 2011. Factores ambientales relacionados con la presencia y abundancia de las aves de los humedales de la Sabana de Bogotá. Tesis como requisito para obtener el título de doctora en Ciencias- Biología. Facultad de Ciencias, Dirección curricular de Biología. Universidad Nacional de Colombia.
- Ruano, R. 2008. Viveros forestales. 2 da edición. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.
- Sánchez-N., D. & Amat-García, G. D. 2005. Diversidad de la fauna de artrópodos terrestres en el humedal Jaboque, Bogotá-Colombia. Caldasia vol.27, n.2. pp. 311-329.
- Schmidt-Mumm U. 1998. Vegetación acuática y palustre de la Sabana de Bogotá y plano del río Ubaté. Tesis de Maestría. Director: Gabriel Guillot. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de ciencias. Departamento de biología. 179 p.
- Schmidt-Mumm, U. & Vargas Ríos, O. 2012. Comunidades vegetales de las transiciones terrestre-acuáticas del páramo de Chingaza, Colombia. Rev. Biol. Trop. (Int. J. Trop. Biol. Vol. 60 (1): 35-64, March 2012.
- Scianna, D. J. 2004. Asexual Plant Propagation: Increasing Your Odds of Success Effective Stock Plant Management. URL: <http://www.mt.nrcs.usda.gov/technical/ecs/plants/pmpubs/asexual.html>
- SER -Society for Ecological Restoration International Science & Policy Working Group. 2004. The SER international primer on ecological restoration. Society for Ecological Restoration International, Tucson, Arizona.
- Simpson, R., Leck, M. & Parker, V. 1989. Seed banks: General concepts and methodological issues. En: Leck, M. A., Parker, V. & Simpson, R. L. (Eds). Ecology of soil seed banks. Academic Press INC, p 3-8. San Diego, California.
- Simpson, D. A. and C. A. Inglis. 2001. Cyperaceae of economic, ethnobotanical and horticultural importance: A checklist. Kew Bull. 56: 257-360.
- Simpson, D. A. 2006. Flora da reserva Ducke, Amazonas, Brasil: Cyperaceae. Rodriguésia 57 (2): 171-188.

- Smaoui, A., Jouini, J., Rabhi, M., Bouzaien, G., Albouchi, A. & Abdelly, C. 2011. Physiological and anatomical adaptations induced by flooding in *Cotula coronopifolia*. *Acta Biologica Hungarica* 62(2), pp. 182–193.
- SPSS- STATISTICAL PACKAGE FOR THE SOCIAL SCIENCES. 2008. Version 17.0 Para windows. Chicago, Illinois. URL: <http://www.spss.com>
- Sýkora, K. V. 1990. History of the impact of man on the distribution of plant species. Pp. 37–50. In: Di Castri, F., Hansen, A.J. & Debussche, M. (eds.), *Biological Invasions in Europe and the Mediterranean Basin*, Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, Holland.
- Tillich, H. 2007. Seedling Diversity and the Homologies of Seedling Organs in the Order Poales (Monocotyledons). *Annals of Botany* 100: 1413–1429.
- Tinsley, M. J., Simmons, M. T., & Windhager, S. 2006. The establishment success of native versus non-native herbaceous seed mixes on a revegetated roadside in Central Texas. *Ecological Engineering* 26: 231–240.
- TNAU- TamiLNadu Agricultural University, Combatore. 2008. Seed Processing Equipments. URL: [http://agritech.tnau.ac.in/seed\\_certification/seed\\_processing\\_equipments.html](http://agritech.tnau.ac.in/seed_certification/seed_processing_equipments.html)
- Torres, V., Vandenberghe, J. & Hooghiemstra, H. 2005. An environmental reconstruction of the sediment infill of the Bogotá basin (Colombia) during the last 3 million years From abiotic and biotic proxies. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology* 226 (2005): 127– 148
- Tucker, G. 1994. Revision of the Mexican Species of *Cyperus* (Cyperaceae). *Systematic Botany Monographs*, Vol. 43. pp. 1-213.
- Trujillo, E. 1985. Fundamento para el manejo de semillas, vivero y plantación inicial. Bogotá.
- Trujillo, E. 2002. Producción en vivero. En: Trujillo, E. 2002. Guía de reforestación. DAYBER, Bogotá - Colombia, 278p. URL: [http://elsemillero.net/nuevo/index.php?option=com\\_wrapper&view=wrapper&Itemid=360](http://elsemillero.net/nuevo/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=360)
- Ugarte, E., Lira, F., Fuentes, N. & Klotz, F. 2011. Vascular alien flora, Chile. Check list, volume 7, issue 3. URL: <http://www.checklist.org.br/UICN-> Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza. 2001. Categorías y criterios de la Lista Roja de la UICN: Versión 3.1. Comisión de Supervivencia de Especies de la UICN: UICN, Ginebra, Suiza y Cambridge, Reino Unido. Ii + 33 pp.
- UICN- Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza. 2001. Categorías y criterios de la Lista Roja de la UICN: Versión 3.1. Comisión de Supervivencia de Especies de la UICN: UICN, Ginebra, Suiza y Cambridge, Reino Unido. Ii + 33 pp.
- USDA - United States Department of Agriculture & NRCS- Natural Resources Conservation Service. 2003. ECS 190-15: Wetland Restoration, Enhancement, Management & Monitoring. 425 p.
- van der Hammen, T., Stiles, G., Rosselli, L., Chisacá, M., Ponce de León, G., Guillot, G., Useche, Y. & Rivera D. 2008. Protocolo de recuperación y rehabilitación ecológica de humedales en centros urbanos. Secretaría Distrital de Ambiente. Bogotá, D.C., Colombia.
- van der Valk, A. G. 1981. Succession in Wetlands: A Gleasonian Ecology, Vol. 62, No. 3. pp. 688-696.

- van Groenendael, J. M., Klimes, L., Klimesova, J., Hendriks, R. J. J., 1996. Comparative ecology of clonal plants. *Philos. Trans. R Ludwigia peruviana. Soc. Lond. Ser. B* 351, 1331–1339.
- Vargas, O. 2007. Los pasos fundamentales en la restauración ecológica. En: Vargas O. (Ed.) & GREUNAL. 2007. Guía metodológica para la restauración ecológica del bosque altoandino. GREUNAL, Departamento de Biología. Universidad Nacional de Colombia.
- Wetzel, P., van der Valk, A. & Toth, L. 2001. Restoration of wetland vegetation on the Kissimmee river floodplain: potential role of seed banks. *Wetlands*, Vol. 21, No. 2, pp. 189–198.
- Yetka, L. & Galatowitsch, S. 1999. Factors Affecting Revegetation of *Carex lacustris* and *Carex stricta* from Rhizomes. *Restoration Ecology*. Volume 7, Issue 2: 162–171
- Young, B. 2001. Propagation protocol for production of container *Juncus effusus*, *L.pacificus* Fern. & Weig. plants (Leach Tube), San Francisco, California. In: Native Plant Network .Moscow (ID): University of Idaho, College of Natural Resources, Forest Research Nursery. URL: <http://www.nativeplantnetwork.org>.
- Zentner, J. 2001. Wetland Enhancement, Restoration, and Creation. En: Donald M., K. (Ed.). *Applied Wetlands Science and Technology*. Boca Raton: CRC Press LLC.
- Zoghbi, M., Bastos, M. & Rocha, A. 2008. Volatiles from aerial parts and rhizomes of *Kyllinga brevifolia* Rottb. Growing in Amazon Journal of Essential Oil Research. Vol 20. 545-548.





*Anexos*



## Anexos

### Formatos de registro

#### Ensayos de propagación

FORMATO: ENSAYOS DE GERMINACIÓN					OBSERVACIONES	
FECHA					OBSERVACIONES	
ESPECIE	NÚMERO DE SEMILLAS					
	INICIAL	GERMINADAS	CON HONGOS	FINAL		
<i>Cotula coronopifolia</i>						
<i>Cyperus rufus</i>						
<i>Cyperus bipartitus</i>						
<i>Kyllinga brevifolia</i>						
<i>Eleocharis dombeyana</i>						
<i>Eleocharis montana</i>						
<i>Eleocharis palustris</i>						
<i>Juncus effusus</i>						
<i>Juncus tenuis</i>						
<i>Juncus microcephalus</i>						
<i>Juncus ramboi</i>						
<i>Ludwigia peruviana</i>						

**Tabla 10.** Formato ensayo de propagación por semillas.

FORMATO: ENSAYOS DE SUPERVIVENCIA				
FECHA	NÚMERO DE PLÁNTULAS			OBSERVACIONES
ESPECIE	INICIAL	1 MES	2 MESES	
<i>Cotula coronopifolia</i>				
<i>Cyperus rufus</i>				
<i>Cyperus bipartitus</i>				
<i>Kyllinga brevifolia</i>				
<i>Eleocharis dombeyana</i>				
<i>Eleocharis montana</i>				
<i>Eleocharis palustris</i>				
<i>Juncus effusus</i>				
<i>Juncus tenuis</i>				
<i>Juncus microcephalus</i>				
<i>Juncus ramboi</i>				
<i>Ludwigia peruviana</i>				

Tabla 11. Formato ensayo de propagación por división de rizomas y supervivencia.

### Ensayo de supervivencia

FORMATO: ENSAYOS DE SUPERVIVENCIA				
FECHA	NÚMERO DE PLÁNTULAS			OBSERVACIONES
ESPECIE	INICIAL	1 MES	2 MESES	
<i>Cotula coronopifolia</i>				
<i>Cyperus rufus</i>				
<i>Cyperus bipartitus</i>				
<i>Kyllinga brevifolia</i>				
<i>Eleocharis dombeyana</i>				
<i>Eleocharis montana</i>				
<i>Eleocharis palustris</i>				
<i>Juncus effusus</i>				
<i>Juncus tenuis</i>				
<i>Juncus microcephalus</i>				
<i>Juncus ramboi</i>				
<i>Ludwigia peruviana</i>				

Tabla 12. Formato ensayo de supervivencia de plántulas.

## Ensayo de crecimiento

ESPECIE	FORMATO: ENSAYOS DE CRECIMIENTO									
	FECHA:		MES 1			FECHA :		MES 2		
	ALTURA DE LAS PLÁNTULAS (mm)					ALTURA DE LAS PLÁNTULAS (mm)				
	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
<i>Cotula coronopifolia</i>										
<i>Cyperus rufus</i>										
<i>Cyperus bipartitus</i>										
<i>Kyllinga brevifolia</i>										
<i>Eleocharis dombeyana</i>										
<i>Eleocharis montana</i>										
<i>Eleocharis palustris</i>										
<i>Juncus effusus</i>										
<i>Juncus tenuis</i>										
<i>Juncus microcephalus</i>										
<i>Juncus ramboi</i>										
<i>Ludwigia peruviana</i>										

Tabla 13. Formato ensayo de crecimiento.

## Producción en vivero

FORMATO DE PROPAGACIÓN POR SEMILLAS	
ESPECIE	
FECHA GERMINACIÓN	
PERSONAL	
MÉTODO DE SIEMBRA	
FORMATO DE PROPAGACIÓN POR MACOLLAS	
MACOLLAS	
FECHA DIVISIÓN MACOLLA	
PERSONAL	
ESPECIE	
FORMATO DE TRASPLANTE	
ESPECIE	
FECHA GERMINACIÓN	
FECHA TRASPLANTE	
PERSONAL	
ESPECIE	
NÚMERO DE PLÁNTULAS	

Tabla 14. Formatos para la producción en vivero

## Planificación de actividades

### Cronograma de actividades en el vivero transitorio del PEDH La Vaca

Actividad	Tiempo	Mes												
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13 - 20
Contratación de la obra para la construcción del vivero transitorio	15 días	x												
Selección del lugar	7 días	x												
Construcción del invernadero, montaje de mesones y sistema de riego	30 días		x											
Compra de herramientas y materiales	1 mes		x											
Toma de datos	10 meses			x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	
Revisión bibliográfica	1 año	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	
Escritura del protocolo	10 meses											x	x	x
Recorridos de selección de especies	1 mes		x											
Colecta de frutos y semillas	1 mes		x											
Colecta de ejemplares botánicos	1 mes		x											
Ensayos de germinación	4 meses			x	x	x	x							
Ensayos de supervivencia	2 meses					x	x							
Ensayos de crecimiento	6 meses					x	x	x	x	x	x			
Ensayo de división de macollas	1 semana			x										
Adecuación del invernadero	3 meses		x									x	x	
Trasplante	1 semana												x	

**Tabla 15.** Ejemplo de Cronograma de actividades en el vivero transitorio del PEDH La Vaca



**Protocolo de Propagación de Plantas Hidrófilas y Manejo de Viveros  
para la Rehabilitación ecológica de los Parques Ecológicos Distritales de Humedal**

es una publicación del Grupo de Restauración Ecológica de la Universidad Nacional,  
en el marco del Convenio Especial de Cooperación en Ciencia y Tecnología,  
celebrado entre la Secretaría Distrital de Ambiente y la Universidad Nacional de Colombia,  
No. 011 de 2010.

Se utilizaron las familias tipográficas Trebuchet MS y Chaparral Pro  
y se imprimió en propalcote de 90 grs.

Impreso por la Editorial de la Universidad Nacional,  
se terminó de editar en noviembre de 2012, en Bogotá D. C.