Estudios ecológicos de raíces en sistemas agroforestales: experiencias metodológicas en el CATIE

Autores:
Andrea Schlönvoigt
Patrick Chesney
Michaela Schaller
Rudolf van Kanten

Versión 2.0
Septiembre 2000

Prefacio

En la investigación agroforestal el estudio de raíces cada día está recibiendo mas atención. La importancia de las raíces para la competencia por nutrientes y agua en el suelo en sistemas mixtas, de la dinámica de producción y descomposición de raíces para el ciclaje de nutrientes y carbono, la adaptación de especies a condiciones marginales para la recuperación de suelos degradados son unos de los temas, que se está estudiando con mas interés. La enorme cantidad de tiempo, que hay que invertir en la investigación de raíces, la paciencia requerida, el amor para el detalle, fueron unas de las razones principales, porque en el pasado los científicos agroforestales mostraron poco interés en este tema. Todavía la ciencia agroforestal era joven y había mucho por explorar "sobre la tierra", mientras que la investigación agrícola ya había reconocido la importancia de explorar lo que realmente está pasando en el suelo. Fue en aquel tiempo, que Wolfgang Böhm publicó su libro "Methods for Studying Root Systems (Springer Verlag, Berlin, 1979), que representa una de las recopilaciones mas completas sobre la temática hasta hoy día.

El muestreo de raíces, que talvez es la parte mas pesada en la investigación de raíces, todavía requiere sobre todo de métodos destructivos, es decir, de la excavación de raíces o del muestreo de cilindros de suelo; esto porque métodos indirectos, que se están desarrollando en los últimos años, como el uso de fotocámeras de video, radar, desarrollo de modelos tridimensionales, tienen sus limitaciones tanto prácticas como económicas. El tratamiento de las muestras para obtener la muestra final de raíces requiere de mucha atención y de mucho cuidado. Desde el muestreo de 1 L de suelo mezclado con raíces finas hasta la medición de diferentes variables de las raíces en la muestra pueden pasar varias horas. Con el avance de la alta tecnología, hoy día contamos con sistemas de análisis de imágenes de raíces bastante completos con una serie de opciones que nos cuestan un "clic" en la computadora, donde antes los investigadores, o no podían obtener los datos o tenían que invertir otras horas para contar y medir las raíces. Son programas como el WinRhizoPro® que se utiliza en el Laboratorio de Estudios Ecológicos de Raíces de CATIE que ha facilitado este trabajo de muchos investigadores. Este programa, además de apoyar el estudio de raíces también se puede aplicar para medir el área foliar hasta medir áreas de manchas causadas por enfermedades en hojas.

Este documento se está desarrollando a través del curso "Metodologías en la Investigación Agroforestal" de la Escuela de Postgraduados de CATIE, presentando las metodologías de estudio de raíces con las cuales se está generando experiencias en esta institución. Con este documento se entrega ahora la versión 2.0, que es una ampliación del documento anterior hacia estudios de raíces finas y gruesas. Gracias a las experiencias y la colaboración de los estudiantes de doctorado, que trabajan en la investigación ecológica de raíces, el M.Sc. Patrick Chesney (CATIE), Michaela Schaller (Universidad de Bayreuth, Alemania) y Rudolf van Kanten (CATIE), este documento se puede entregar ahora en un formato y contenido mas avanzado de la versión anterior.

El grupo de autores agradece todos los comentarios constructivos e insumos adicionales para seguir ampliando y mejorando este manual de consulta.

Con un saludo colegial,

Dra. Andrea Schlönvoigt
Laboratorio de Estudios Ecológicos de Raíces, ACSAF-CATIE

Turrialba, Setiembre 2000

Indice de Contenido

Página

LISTADO DE FIGURAS Y CUADROS ii

GLOSARIO iii

1 ASPECTOS GENERALES DE ESTUDIOS ECOLÓGICOS DE RAÍCES 1

2 MUESTREO DE RAÍCES FINAS CON BARRENO 2

2.1 Introducción 2

2.2 Muestreo con el barreno "Goettingen" 3

2.2.1 Descripción del barreno 3

2.2.2 Mantenimiento del "barreno Goettingen" 4

2.2.3 Muestreo de raíces en el campo 4

2.2.4 Muestras compuestas y sub-muestras 6

2.2.5 Almacenaje de las muestras 9

2.2.6 Lavado de raíces 9

2.2.7 Separación de raíces vivas y muertas, basura 10

2.2.8 Mediciones de las raíces 10

2.2.7 Manejo de datos 11

3 MAPEO Y ANÁLISIS DE UN PERFIL DE PARED 14

3.1 Aspectos generales 14

3.2 Procedimiento en el campo 14

3.3 Calculo de la densidad de raíces en el suelo 16

4 EXCAVACIÓN DE SISTEMAS DE RAÍCES 18

4.1 Plano horizontal superficial 18

4.2 Excavación completa de raíces 20

5 BIBLIOGRAFÍA 22

5.1 Libros 22

5.2 Artículos seleccionados 23

ANEXO 1.
EJEMPLOS DE DISEÑOS PARA EL MUESTREO DE RAÍCES FINAS 27

ANEXO 2.
NOMENCLATURA INGLESA USADA EN LA INVESTIGACIÓN DE RAÍCES ...28

ANEXO 3.
EL PROGRAMA WINRHIZO PRO ® 28

ANEXO 4.
EJEMPLO DE UN CÁLCULO DE DENSIDAD DE RAÍCES (LONGITUD) 35

ANEXO 5.
ARTÍCULOS PUBLICADOS EN AGROFORESTERIA EN LAS AMÉRICAS 36

Listado de Figuras y Cuadros

	Página
Figura 2.1. El barreno "Goettingen"	3
Figura 2.2. Guía de muestreo y tratamiento de raíces finas	5
Figura 2.3. Muestreo, sub-muestreo, lavado y análisis de raíces finas con el método de barreno	8
Figura 2.4. El método de intersección de línea para determinar la longitud de raíces finas según Tennant, 1975	12
Figura 2.5. Imagen de raíces analizado por WinRhizo Pro ® (Regent, Canadá)	12
Figura 3.1. Método de perfil de pared	17
Figura 4.1. Excavación y mapeo de un plano horizontal	19
Figura 4.2. Excavación de raíces gruesas	21
Cuadro 2.1. Tiempo requerido para lavar raíces de un suelo de textura media	9
Cuadro 3.1 Número de raíces (sobre la base del diámetro) y número de piedras presentes en el suelo bajo un árbol de *Erythrina poeppigiana* de dos o ocho años de edad. La Montaña, CATIE, Costa Rica	14

Glosario

Clases diamétricas de raíces: raíces muy finas (< 0.5 mm), raíces finas (0.5-2.0 mm), raíces pequeñas (2.0-5.0 mm), raíces medias (5.0-10 mm), raíces gruesas (10-20 mm), raíces muy gruesas (> 20 mm).

Densidad de raíces: longitud o biomasa de raíces por volumen definido (p.ej. mm x 100 ml^{-1} de suelo).

Densidad relativa de raíces: longitud o biomasa relativa al total por volumen definido de suelo

Distribución de raíces: la presencia (no la orientación) de raíces en una posición de gradiente (es común usar variables como biomasa, la longitud en función de profundidad, distancia del tronco y/o posición entre plantas).

Morfología de raíces: características de superficie de un eje de raíz como órgano, incluyendo características de epidermis como pelo de raíz, diámetro de raíz, capa de raíz, senescencia cortical. No incluye características anatómicas.

Relación tallo/raíz: usa la relación alométrica; log peso de raíz x log peso total de la planta.

Raíz basal: raíz con origen de hipocótilo o mesocótilo (raíces seminales mas que la raíz principal).

Raíz con origen del tallo: una raíz de origen de tejido de brote.

Raíz lateral: una raíz de origen de otra raíz.

Raíz principal: radícula extendido o sus reemplazos (por ejemplo en maíz, la raíz seminal cual reemplaza la radícula.

1 Aspectos generales de estudios ecológicos de raíces

El objetivo de estudios ecológicos de raíces es determinar la influencia de factores ambientales sobre el desarrollo de sistemas radiculares de plantas. Para este fin hay que estudiar cuantas raíces se encuentran en que capa de suelo, en que momento. Esta información es básica para la ecología de raíces. Para la interpretación de lo observado, se requiere además de información sobre las condiciones ambientales, que influyen sobre el desarrollo de las raíces (p.ej. agua y nutrientes del suelo, manejo, clima). Estudios sobre la fisiología de las raíces, que forma parte de la rama de la fisiología vegetal, pueden facilitar la interpretación de los resultados de estudios ecológicos.

Los métodos para estudios ecológicos de raíces se pueden agrupar en dos clases: Los métodos directos y los indirectos.

Métodos indirectos, estudian el comportamiento de las raíces indirectamente, midiendo variables relativamente fáciles de detectar, como agua o sustancias radioactivas. *Ejemplo:* para identificar la profundidad del enraizamiento máximo de las raíces, gradualmente se seca el suelo. Se mide a qué profundidad se encuentra todavía agua disponible para las plantas y al mismo tiempo se controla la transpiración de las hojas. Si la planta a cierta profundidad deja de transpirar, se asume que la profundidad de agua disponible, a la cual la planta siguió transpirando, es igual al enraizamiento máximo de las raíces de esta especie. Tomando en cuenta que en suelos profundos árboles pueden alcanzar fácilmente 6 m y más de profundidad, se entiende que este método es más fácil que excavar las raíces.

Métodos directos estudian las raíces directamente y se dividen en no-destructivos y destructivos. Existen varios métodos destructivos (p.ej. extracción de muestras de suelo-raíz de un sistema natural, excavación de un sistema radicular por completo) y non-destructivos (p.ej. observación de raíces en paredes de vidrio instalados en paredes de suelo) para determinar la magnitud de los parámetros de raíces más importantes: longitud, área de superficie, peso y volumen (Böhm, 1979). La selección del método de muestreo depende del enfoque del estudio. En sistemas agroforestales se aplican, por su uso práctico, frecuentemente métodos destructivos para analizar la distribución de raíces en la capa superficial (0-20 cm) hasta profundidades mayores (hasta 100 cm). La capa superficial del suelo contiene generalmente más de la mitad del volumen total de las raíces de las especies de uso común en sistemas agroforestales como p.ej. café (*Coffea arabica)*, eucalipto (*Eucalyptus* ssp.), laurel (*Cordia alliodora*), palmeras (*Bactris gasipaes*) y gramíneas (*Brachiaria* ssp., *Digitaria* ssp).

En sistemas agroforestales, que generalmente representan mezclas de especies leñosas con especies agrícolas o de pastos, las raíces de las diferentes especies comparten en el mismo volumen de suelo de debajo de un área definido. Por eso, el muestreo por área es mas frecuente que el muestreo por planta. Dependiendo de la hipótesis del estudio se determinan la posición, la profundidad y la frecuencia de toma de muestras de raíces. Algunos objetivos de investigación pueden ser:

(i) caracterizar los sistemas radiculares en diferentes estratos del suelo (0 - 5, 0 - 10, 5 - 10, 0 - 20, 20 - 40, 40 - 60 cm, etc.);

(ii) determinar la relación raíces finas vivas comparado con muertas por especie;
(iii) caracterizar la competencia inter – específica;
(iv) estudiar las micorizas VAM;
(v) estudiar nódulos de raíces infestados por rizóbios;
(vi) estudiar la presencia de nematodos;
(vii) relacionar la presencia de raíces en diferentes medios de fertilización;
(viii) estudiar la composición de la materia orgánica;
(ix) cuantificar la biomasa subterránea.

Este manual presenta métodos directos para muestrear raíces finas, gruesas y estructurales en sistemas agroforestales, que hasta la fecha se ha aplicado en la investigación del CATIE.

2 Muestreo de raíces finas con barreno

2.1 Introducción

Entre los métodos destructivos, el muestreo de raíces finas con barreno tiene el mínimo de destrucción y puede resultar de ser el más económico, si se pretende de evaluar un área relativamente grande (>1000 m^2). Cuando se usa el muestreo con el barreno (diámetros del cilindro interno varían de 2-10 cm), se estudia áreas relativamente pequeñas en cada punto de muestreo. La calidad de información que se obtiene de este método depende de la distribución de los puntos de muestreo y la cantidad de puntos que se muestrea. A su vez la interpretación de los resultados depende de estos factores. Cómo todos los métodos directos requiere de tiempo que se puede distribuir entre varias personas, para obtener los resultados relativamente rápido. *Ojo*: entre más personas participan en el muestreo y el tratamiento de las muestras, se aumenta la variabilidad de los resultados. Se requiere de un buen entrenamiento de los asistentes, para garantizar un estándar de calidad.

Al inicio del estudio está la formulación de la hipótesis y sigue la selección de la metodología más apropiada para muestrear las raíces. *Ejemplos*: Si se quiere determinar la distribución de raíces en la capa superficial de un sistema agroforestal se pueden aplicar muestreos completamente al azar, si se trata de un estudio de caracterización general o muestreos sistemáticos (malla), si se pretende aplicar métodos geoestadísticos (p.ej. *kriging*) para mapear y analizar la variación de la densidad de las raíces en una capa del suelo para un área definido (Anexo 1). Para estudios de competencia entre diferentes especies frecuentemente se aplican muestreos a lo largo de transectos, donde se esperan mayor o menor cantidad de raíces. Estos pueden ser las distancias más cortas entre dos individuos o diagonales entre hileras de cultivos y árboles. El muestreo de raíces finas en relación con árboles individuales se realiza preferiblemente a través de puntos sobre círculos concéntricos con el árbol en el centro.

Para poder describir un sistema radicular de un componente, puede ser necesario muestrear hasta al fondo máximo del enraizamiento total del suelo. En la mayor parte de los estudios interesan más las capas superficiales donde se acumulan los nutrientes y por ende las raíces finas. Cuando hay horizontes de suelo bien marcados, se recomienda dividir las muestras por esos límites de profundidades conocidas. Si se trata de horizontes gruesas se puede tomar muestras en incrementos, p.ej. en cada 10 cm de grosor. Sin embargo, hay casos, cuando se prefiere tomar las muestras en profundidades definidas independiente de los

horizontes naturales del suelo. Si se incluye la capa de martillo en el muestreo, esta siempre debería analizarse por separada.

Hay que destacar que no existe un método perfecto para solucionar todas las preguntas abiertas en un solo instante.

2.2 Muestreo con el barreno "Goettingen"

2.2.1 Descripción del barreno

Para el muestreo de raíces se recomienda el uso del barreno "Goettingen" o un barreno similar (Figura 2.1). Este barreno tiene un cilindro interior para recibir la muestra que mide 8 cm de diámetro y 25 cm de largo. 2 cm de largo de este cilindro corresponden aproximadamente a 100 ml de volumen. *Ojo:* Las partes atornilladas o sueltas están expuestos al desgaste en el muestreo y se pueden reemplazar. Para cambiarlas se necesita destornilladores comerciales y se cuenta con una llave especial para destornillar el cilindro de muestras y la corona del cilindro.

El barreno se clava con un maso especial al suelo, que tiene pesos plásticos que absorben los choques y no dañan el acero del barreno.

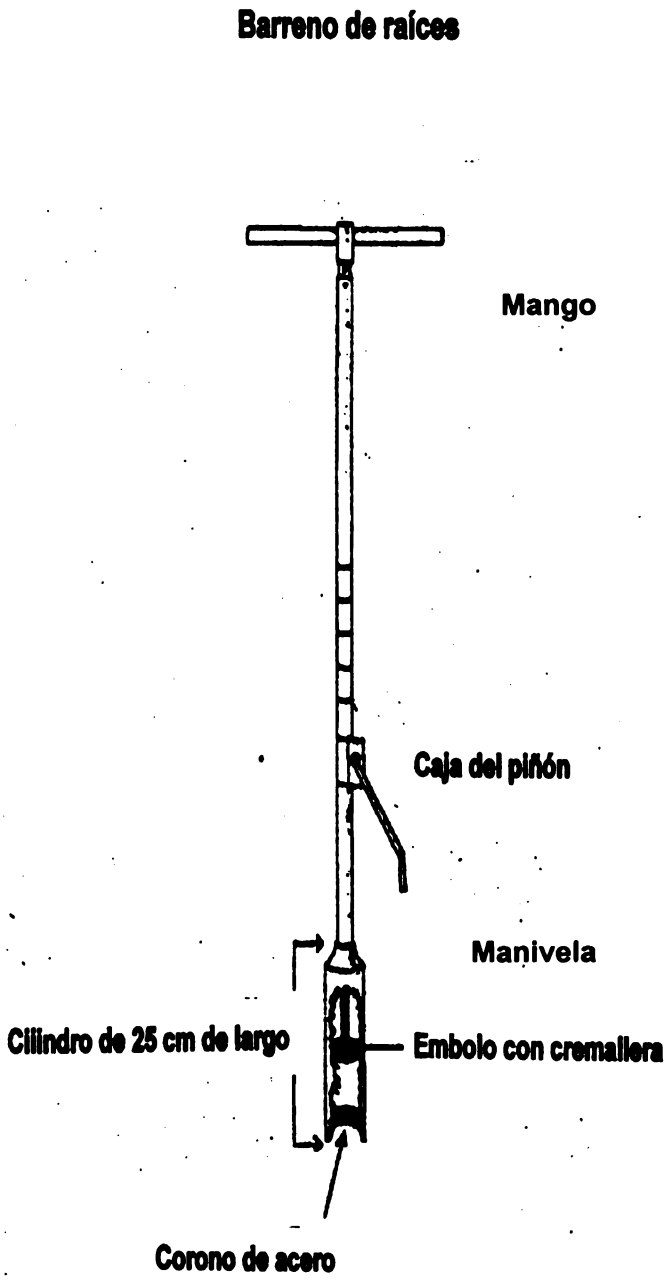


Figura 2.1. El barreno "Goettingen"

2.2.2 Mantenimiento del "barreno Goettingen"

(i) Después de cada uso se limpia bien el barreno, quitando todos los residuos de suelo. A final de una etapa de muestreo hay que pasar aceite o diesel sobre todas las partes para evitar la corrosión del material. En caso de no utilizar el barreno por un tiempo prolongado hay que desarmar el barreno para limpiarlo completamente. Se limpia bien todas las partes individuales y engrasa nuevamente la cremallera y el piñón. De esa manera se protege la corrosión de las partes individuales y desgastes innecesarios de la cremallera y del piñón por razón de contaminación con suelo.

(ii) Cuando hay que cambiar un piñón se debe verificar que la cremallera no esté dañado también. En este caso se cambia las dos partes. Si quedaron limaduras del piñón entre los dientes de la cremallera se debe limpiar bien la cremallera antes de montar el barreno nuevamente. Cuidado con el filo. Demasiado filo puede contribuir a rebajar el nuevo piñón.

(iii) Para cambiar la corona del cilindro de muestra o el mismo cilindro se utiliza la llave especial para estos dos repuestos. Cuando están muy apretados se calienta la parte para destornillarla con más facilidad. La corona solamente se cambia en caso de daños mayores. Algunos dientes faltantes no influyen sobre el funcionamiento del barreno.

(iv) Para desarmar el barreno se saca el émbolo hacia afuera. Se abre la carcasa del piñón y se saca el piñón. Se saca la cremallera de la varilla del barreno y limpia y engrasar la cremallera y el piñón cuidadosamente. Partes dañadas se cambia.

(v) Para armar el barreno se pone la cremallera en la varilla del barreno lo más profundo posible. Se debe orientar el lado dentado hacia la carcasa del piñón y poner el piñón sobre la cremallera en la carcasa. Se marca con marcador permanente en la carcasa la dirección en la cual se baja el émbolo.

2.2.3 Muestreo de raíces en el campo

(i) Primero se deben marcar los puntos de muestreo en el campo según el diseño elaborado.

(ii) Antes de iniciar cada muestreo se recomienda verificar que todas las partes atornilladas estén bien apretadas.

(iii) Antes de sacar cada muestra del cilindro se debería controlar los tornillos de la carcasa. En caso que se utilice el barreno con estos tornillos aflojados el piñón y la cremallera se dañan. General-mente el cilindro de muestra y la corona de muestra no se aflojan.

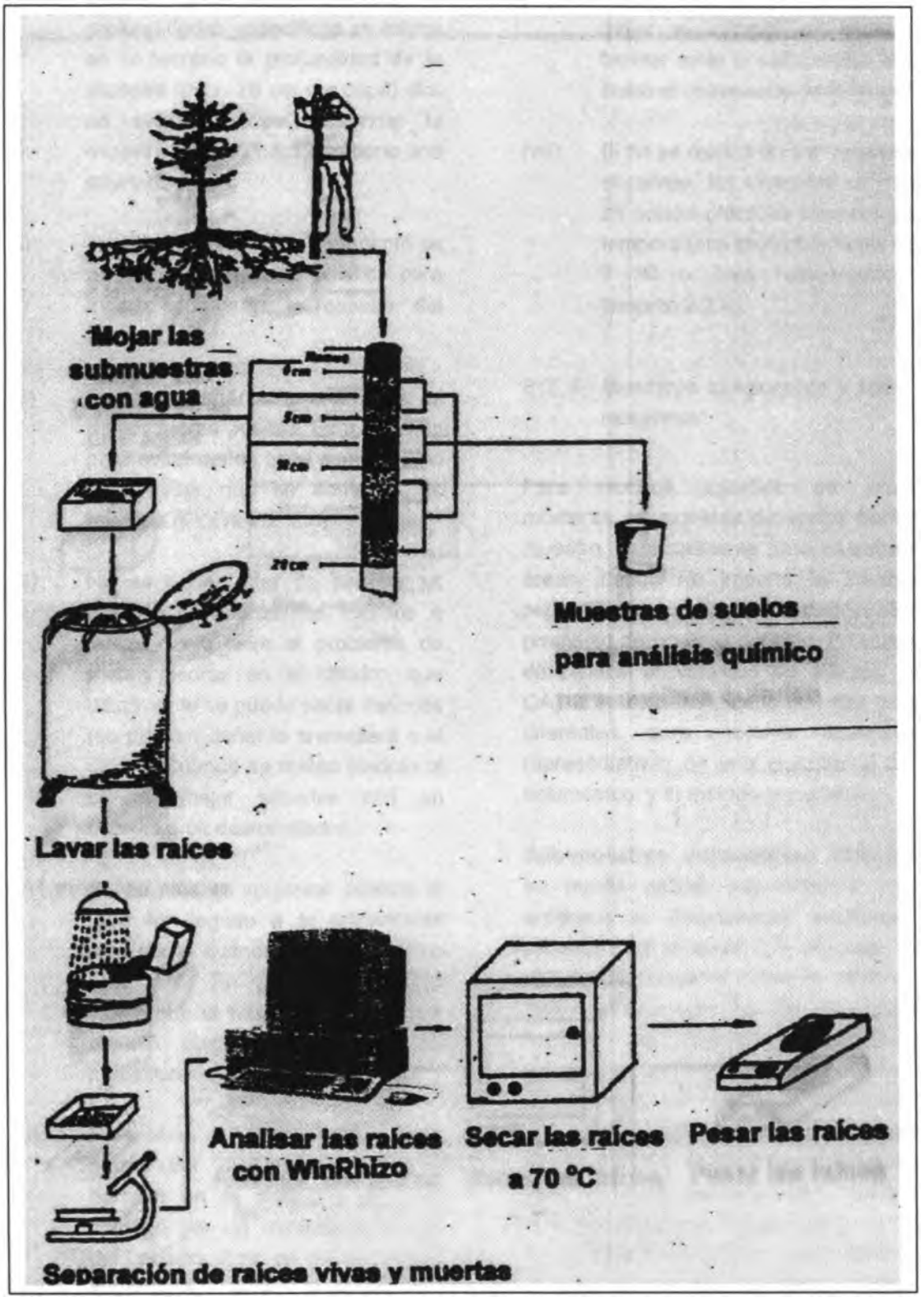


Figura 2.2. Guía de muestreo y tratamiento de raíces finas

(i) Si se pretende muestrear a profundidades específicas se marca en el barreno la profundidad de la muestra (max. 25 cm por capa). Así se evita que se comprime la muestra en el cilindro que tiene una altura de 25 cm.

(ii) Para pegar el barreno solamente se puede usar un mazo plástico para evitar daños en la cabeza del barreno.

(iii) Se debe pegar el barreno con la menor fuerza posible. Esto es tanto para evitar daños en el equipo como para evitar que se comprima la muestra (Figura 2.2, 2.3).

(iv) No se debe tratar de penetrar el barreno por horizontes rocosos a fuerza. Esto lleva al problema de meter piedras en el cilindro, que difícilmente se puede sacar después (se pueden dañar la cremallera o el piñón). Cuando se meten piedras al cilindro mejor sacarlas con un cuchillo o un destornillador.

(v) Se termina el agujerear cuando el tubo ha llegado a la profundidad prevista o cuando el piñón ya no rota más. En general, el último indica que el tubo está lleno o que algún obstáculo dificulta el muestreo.

(vi) Para sacar el barreno este proceso puede ser facilitado en girar el barreno en la dirección del reloj seguido por un movimiento lateral del barreno. Este es especialmente importante para profundidades mayores.

(vii) En suelos arcillosos se recomienda mojar el cilindro en agua para facilitar tanto la penetración al suelo como el entresaque de la muestra.

(viii) Si no se realiza un sub-muestreo en el campo, las muestras se guardan en bolsas plásticas bien cerradas a temperaturas preferiblemente de 5 a 7 °C o bajo refrigeración (ver también 2.2.5).

2.2.4 Muestras compuestas y sub-muestras

Para muchos estudios se producen muestras compuestas de varios puntos de muestro, especialmente para muestreos de áreas, donde no importa la información específica de un punto dado, pero el promedio de un área definido. En búsqueda de reducir el volumen de trabajo, en el CATIE se está trabajando con dos métodos diferentes para obtener sub-muestras representativas de una muestra: i) método volumétrico; y ii) método gravimétrico.

Sub-muestreo volumétrico: Este método se puede aplicar solamente a suelos arcillosos o francamente arcillosos. Se requiere que el suelo que se saca con el cilindro mantenga la forma de cilindro para poder cortarlo con cuchillo. El método se basa en un sub-muestreo por volumen parcial. Se aplica el método en el campo y se necesita las siguientes herramientas: cuchillo de mano con buen filo, un medio tubo plástico de 1 m de largo, con soportes para que no se mueva y cuatro medio tubos de 0.25 m de largo, todos partidos a lo largo en la mitad (Figura 2.3) y una regla métrica. Al sacar la muestra del cilindro, se pasa el cilindro de suelo a un tubo de 0.25 m. Así se procede hasta llegar a un máximo de 1 m de profundidad. Los cuatro medio tubos se

guardan con la orientación y secuencia correcta como salieron del suelo en el tubo grande.

Para sacar las sub-muestras de este cilindro de suelo se coloca la regla al lado del cilindro y con el cuchillo se marca los discos de suelo por cortar de acuerdo con la capa de suelo que se quiere muestrear. El grosor de las sub- muestras depende del objetivo de la investigación. Una guía general para el sub-muestreo es de usar todo el material de suelo de las profundidades 0 - 5 cm y 5-10 cm o un disco de 2 cm dependiendo de factores como carga de trabajo, capacidad y objetivo. Para las profundidades de 10-20 cm o 20-40 cm, se toman dos o cuatro discos de 2 cm de ancho. Estos discos de sub-muestras no deben tomarse de manera consecutiva, más bien hay que dejar 2-4 cm de distancia entre ellos.

Un disco de 2 cm de ancho corresponde a un volumen de 100 ml de suelo. Es un estándar que facilita los cálculos de densidad de raíces por volumen de suelo. Para estudios donde se quiere cuantificar la densidad de raíces en un sistema, es recomendable evaluar la capa superficial por completo. Si se trata de comparaciones de tratamientos en un estudio, se debe sacar los disco siempre a la misma profundidad de una muestra para evitar sesgos en los resultados, tomando de vez en cuando la sub-muestra mas abajo o más arriba de lo previsto. Es aquí, donde el cambio de personal en el muestreo puede afectar la calidad de los datos.

Existe un método aún mas rápido, sin embargo, muy crudo, de analizar las raíces finas en los cilindros de suelo, in inglés conocido como 'core break' ("quiebra cilindro"). Este método fue desarrollado como un método rápido para estimar la cantidad y distribución de raíces de cultivos anuales (Drew y Saker, 1980). En vez de cortar el cilindro con un cuchillo se rompe el cilindro a la mitad de su largo (a mano) y se cuenta las raíces en ambas superficies de la muestra partida.

Sub-muestra gravimétrica. Este método es una alternativa a la sub-muestra volumétrica y la mejor solución para suelos arenosos. Se basa en un sub-muestreo por peso parcial del peso total de la muestra. Aún cuando se toman muchas muestras para caracterizar un área grande de un sistema agroforestal, se puede considerar una combinación de ambos métodos, es decir, producir muestras compuestas de sub-muestras volumétricas, los cuales se llevan al laboratorio, donde se realiza el sub-sub-muestreo gravimétrico. Es estimado que un litro de muestra toma 4 - 8 h para procesar (Persson, 1990), por eso se busca reducir el tamaño de muestra en lo máximo posible. Este método requiere de las siguientes herramientas: tijera, paleta de albañil, mesa grande para trabajar.

Para muestras compuestas se mezclan muestras de la misma capa para obtener muestras compuestas por parcela y capa. Hay que anotar el volumen de cada muestra y el número de cilindros que entraron a la mezcla. Para seguir trabajando con una sub-muestra, luego se homogeniza el suelo, corta las raíces (no menos que 2 o 3 cm de longitud) y mezcla todo (Schroth y Kolby, 1994). Se pesa la mezcla, se toma una sub-muestra (p.ej. un cuarto del total) y se la pesa también. Se usa la sub-muestra para obtener las raíces. Se recomienda dejar secar muestras muy húmedas antes de procesarlas durante unas horas.

Es importante considerar la toma de sub-muestras adicionales para el análisis de suelo, antes de botar las sobras.

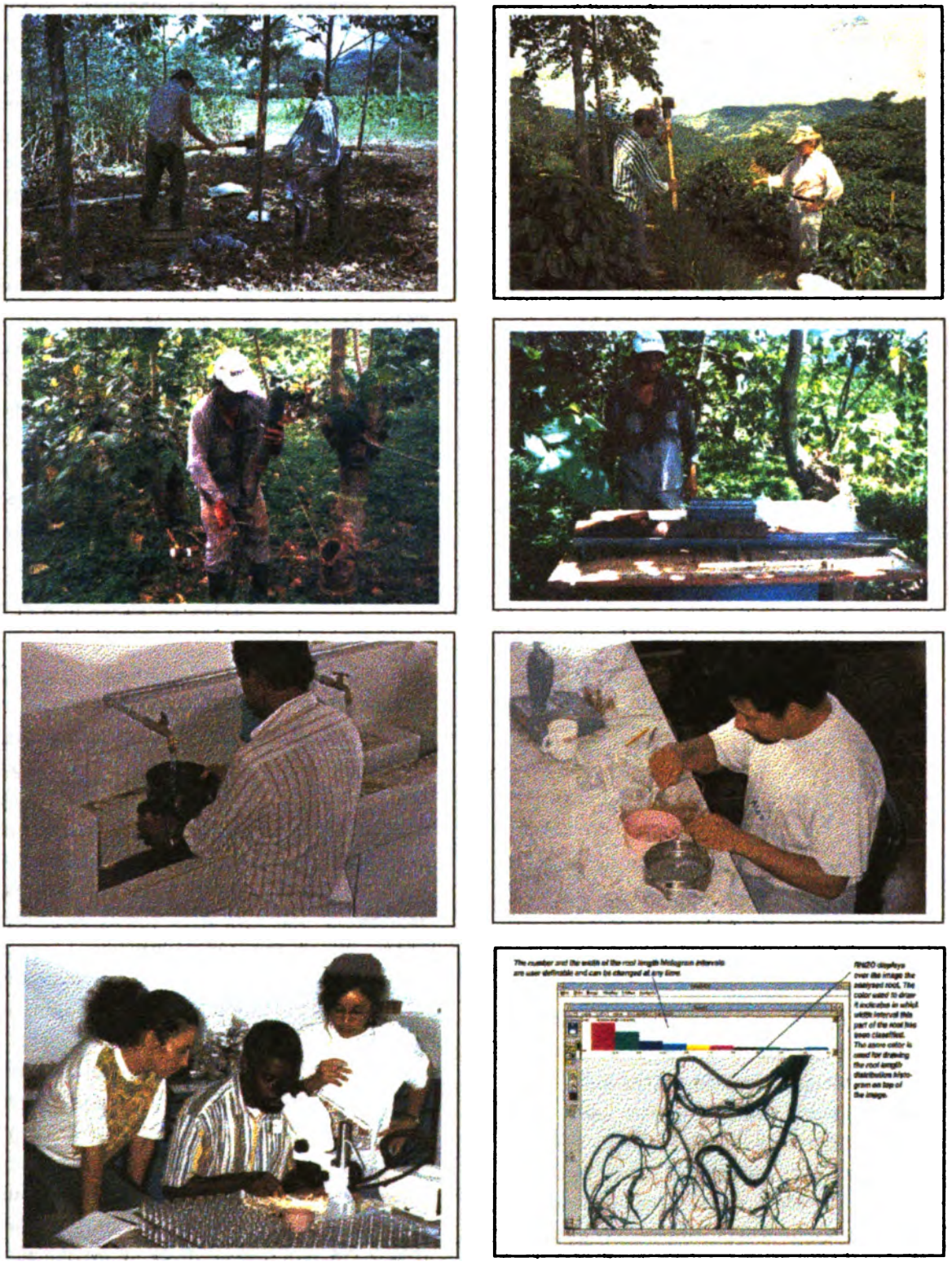


Figura 2.3. Muestreo, sub-muestreo, lavado y análisis de raíces finas con el método de barreno

2.2.5 Almacenaje de las muestras

Las muestras o sub-muestras se colocan en bolsas plásticas con identificación apropiada. Si las muestras no son tratadas inmediatamente se pueden guardarlas en el laboratorio durante 2 días bajo temperaturas de 15 a 20 °C. Bajo refrigeración (4 °C) se pueden guardar las muestras hasta una semana. Otros métodos para conservar las muestras de suelo-raíz por varias semanas consisten en secarlas al aire o a 70 °C en el horno, mezclar la muestra con alcohol (10% de alcohol en la muestra) o congelar la muestra debajo de temperaturas de 0 °C. En este caso no se puede separar después entre raíces vivas y muertas, lo que es importante para ciertos estudios.

2.2.6 Lavado de raíces

Lavado manual. Se mojan bien las muestras de suelo-raíces con agua durante una noche para facilitar el lavado al día siguiente. En caso de suelo pesado puede usar un dispersante químico como hexametofosfato de sodio para aumentar el proceso de separación de raíces de material arcilla. La inmersión de suelo-raíces en agua antes del lavado tiene algunas desventajas como: requiere más mano de obra, discoloracion de raíces, disrupcion de tejido de raíces y perdida de peso.

Para el lavado se pasa la muestra a un molde pequeño, se flotan las raíces con agua y se las decantan por un tamiz (diámetro de la malla de 1 mm) dejando el suelo en el molde. Este proceso se repite tantas veces hasta que ya no se encuentran más raíces en el suelo restante. En suelos muy arcillosos puede ser necesario quebrar los partículos compactados con la mano (Figura 2.3).

Las raíces se guardan en recipientes plásticos o bolsas "zipper" con alcohol de 15 %. Hasta el momento de analizarlas se guardan los recipientes en la refrigeradora bajo 4 ° C.

Lavado mecánico. El sistema elutriación de hidroneumatico (SEH) (Smucker *et al* 1982) es una unidad comercial que lava raíces por el modo de flotación en un tamiz de tamaño 0.5 mm dejando atrás partículas minerales más pesadas. Este método cuesta mucho menos tiempo que los métodos convencionales (Cuadro 1). Sin embargo, se pierde muchas raíces que pasan por el tamiz debido a la alta presión del agua.

Cuadro 2.1. Tiempo requerido para lavar raíces de un suelo de textura media

Método	Tasa de procesamiento muestras hora^{-1}
Lavado manual	6
Lavado mecánico	72

OJO: Cuando se quiere hacer un análisis químico de raíces, es necesario utilizar agua desmineralizado para lavar las raíces. Si no hay suficiente agua desmineralizado, se lava con agua corriente y usa agua desmineralizado para el último lavado. Durante del lavado hay que evitar que se sequen las raíces, porque después va a ser muy difícil distinguir entre raíces vivas y muertas. Con respecto al lavado también hay que tomar en cuenta que se pueden perder nutrientes como fósforo durante el proceso de lavado. Entre más rápido el lavado, menos agua se usa, menos pérdidas de nutrientes ocurren.

2.2.7 Separación de raíces vivas y muertas, basura

Difícilmente, en los ecosistemas natural, forestal, agrícola, agroforestal, encontramos solamente una especie, si no aplicamos un control fuerte de malezas. En ensayos de invernadero a lo mejor encontramos esta situación. Por eso, es necesario separar las raíces de las diferentes especies (Figura 2.3). Si queremos obtener información sobre la dinámica de las raíces finas, el ciclaje de materia orgánica etc. es necesario también de separar raíces vivas y muertas de una misma especie. Antes de entrar a las propias mediciones de las raíces, se separan raíces vivas, muertas y "basura" (p.ej. raíces de otras especies, hojarasca, material sintético, etc.), debajo del esteromicroscopio (6 - 16x).

La separación de raíces vivas y muertas se basa en la morfología de la raíz como criterio principal. Esto incluye la coherencia de tejidos dentro del cilindro central de las raíces, el color, la flexibilidad de raíz y la apariencia general de las raíces. Antes de empezar esta labor con una especie desconocida, es necesario de estudiar muestras conocidas de la especie para familiarizarse con ellas y almacenar muestras de referencia (excavar raíces de las especies conocidas) para comparar. Hay que conocer bien la anatomía de las raíces con cuales se están trabajando. En algunos casos esta labor puede presentarse difícil, de manera que se deben considerar remedios de apoyo, como la coloración o sustancias radioactivas.

Para colorar las raíces se usan tintas para facilitar la separación. *Ejemplo:* Se remoja las raíces en una solución de Congo red (1 % en agua) durante 3 minutos y luego se lava con agua fría corriente. Sigue un baño en etanol de 95 % y otro lavado con agua corriente. Raíces vivos parecen rosados oscuros o rojos brillantes. Raíces muertos y otras materias orgánicas parecen rosadas leves o morenas. Otras tintas que se pueden usar son sáfran, azul de tripano (0.5%), clorido y tetrazolio.

En caso del uso de sustancias radioactivas se mencionan el isótopos de ^{14}C, ^{32}P, ^{33}P o ^{35}S y autoradiografía para distinguir raíces vivas de muertas y otros materiales. Si se aplican aún a la planta viva, también sirven para detectar después la distancia entre raíces en el contexto de investigación de competencia por nutrientes.

2.2.8 Mediciones de las raíces

2.2.8.1 Aspectos generales

Los parámetros más importantes son biomasa, área de superficie, longitud y diámetro de las raíces. Si se quiere obtener información sobre la longitud de las raíces, su arquitectura u otros parámetros que requieren de raíces intactos, se aplica primero los tratamientos respectivos, antes de secar el material para obtener la biomasa.

2.2.8.2 Longitud de raíces

Los métodos de medición incluyen la medición por intersecciones (Método Tennant) y el análisis de la imágen de raíces (Win Rhizo Pro®).

Método Tennant. El método de Newman (Newman, 1966) modificado por Tennant (Tennant, 1975) es el método de intersección de línea para estimar la longitud total de raíz en una muestra. Las programas de análisis de imágenes usan este método como control.
Para estimar la longitud de raíces por medio de este método, se dispersa las raíces completamente al azar en un recipiente de

vidrio (tamaño de 25 x 25 cm) con un poco de agua. Por debajo del recipiente se colocar una malla con una magnitud definida (p.ej. 1 cm) pintada sobre una transparencia (se puede imprimir en una transparencia para impresora de tinta o sacar una fotocopia). Este material tiene la ventaja de resistir al agua, en cuanto hubiese un reguero (Figura 2.4). Para mejorar el contraste se puede colorar las raíces con una tinta como safranina (1g l^{-1}).

Para obtener la longitud, se suma todas las intersecciones de raíces línea por línea (tomando el límite arriba o izquierdo de la línea como criterio en caso de duda). En los casos donde una raíz se ubica exactamente sobre una línea de un cuadrante, se cuenta estos dos veces, o sea, se considera el caso como dos intersecciones. Al final se suman todas las intersecciones ubicadas en las líneas horizontales (H) y en las verticales (V) al número total de intersecciones (N). Si la magnitud de la malla es D (cm), la longitud de las raíces L (mm) se calcula como (Böhm, 1979):

$$L = 11/14 \times D \times N.$$

Así el factor de conversión para una malla con una amplitud de 1 cm es 0.786, de 2 cm es 1.57, de 5 cm es 3.93 etc..

Ejemplo:

Amplitud de la malla: D = 1 cm
No de intersecciones: N = 73

Longitud de raíces: L = 11/14 * 1 cm * 73
L = 57.4 cm

Análisis de la imagen de raíces. Las raíces vivas se analizan con el apoyo del programa WinRhizo Pro u otro programa de análisis de imagen (p.ej. Delta-T). Estos programas usan la proyección de la imagen de la raíz para medir p.ej. la longitud, el volumen y la superficie de las raíces finas según clases diamétricas. La imagen de la muestra se puede obtener por medio de una fotocopia o una imagen escaneada directamente a un archivo (Figura 2.3).

El programa WinRhizo Pro guarda los resultados del análisis automáticamente en tablas, que se pueden leer directamente en el Programa MS Excel. En base de los datos obtenidos se puede calcular p.ej. la densidad de raíces finas, el porcentaje de raíces de diferentes clases diamétricas, la relación raíz muerta/raíz viva y comparar los datos con los programas estadísticos disponibles (p.ej. SAS, SPSS, Excel) según el objetivo de la investigación.

El Programa WinRhizo Pro® además viene con aplicaciones para analizar la arquitectura de raíces.

Biomasa de raíz. Las raíces (muertas y/o vivas) se secan a 70 ° C durante 48 horas para estimar la materia seca. Para evitar problemas de contaminación de las raíces con suelo mineral debe cenizar la muestra y expresar los valores como peso seco libre de ceniza.

2.2.7 Manejo de datos

Relaciones volumétricas. En caso de un sub-muestreo volumétrico, hay que aplicar el cálculo de relaciones volumétricas, para transformar los datos del análisis de la sub-muestra a unidades como volumen de suelo o hectárea.

El área transversal del barreno 'Goettingen' con un diámetro interno de 8 cm corresponde aproximadamente a 50 cm^2, así que una capa de 2 cm de grosor de este cilindro tiene un volumen de 100 ml

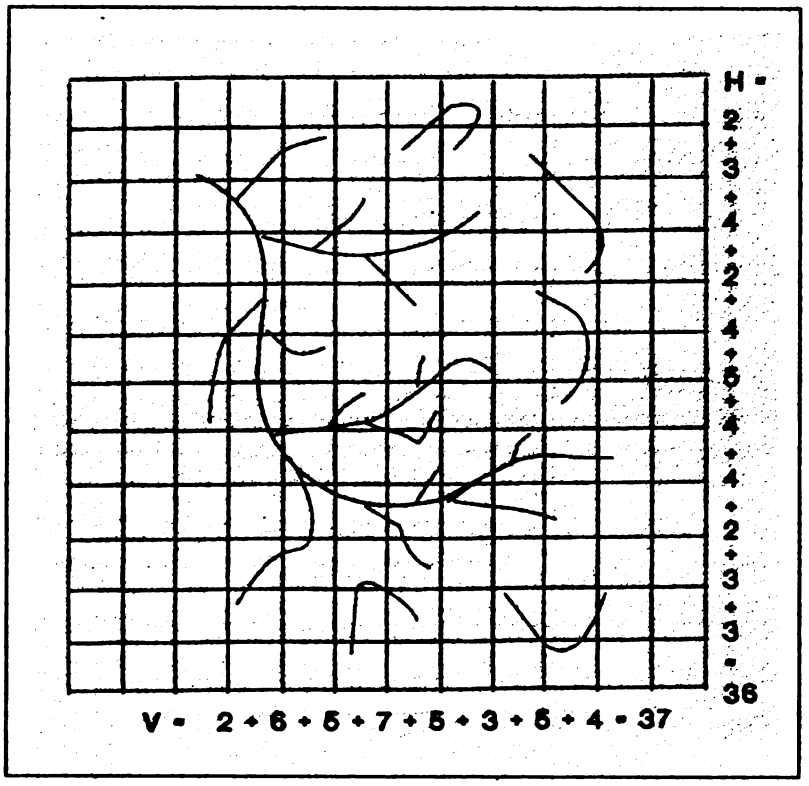


Figura 2.4. El método de intersección de línea para determinar la longitud de raíces finas según Tennant, 1975

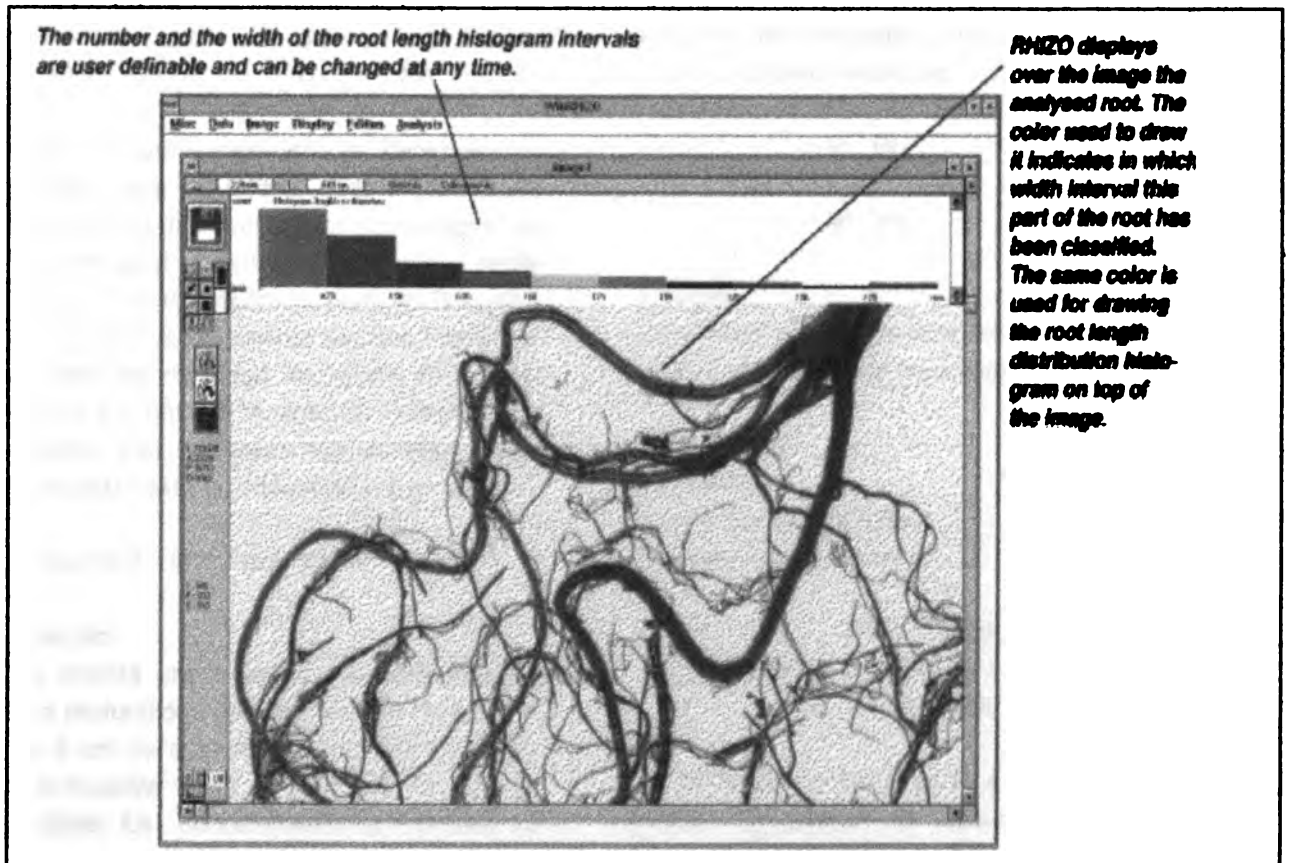


Figura 2.5. Imagen de raíces analizado por WinRhizo Pro ® (Regent, Canadá)

(un valor común en la literatura internacional). Para recordar, el método de muestreo, descrito en la sección 2.2.4, toma sub-muestras de 100 ml por cada 5 cm de capa de profundidad (40 % de la muestra total).Cuando se muestra capas más profundas hay que tomar esto en cuenta:

Ejemplo:

El cálculo de la densidad de raíces, sea longitud o materia seca por 100 ml de suelo (D) se hace multiplicando el valor de la variable en la sub-muestra (R) con el factor de conversión correspondiente (FC):

$$D = R * FC.$$

Profundidad (cm)	Muestra (cm)	Vol. total (ml)	Vol. sub-muestra (ml)	FC
0-5	1 x 2	250	100	1
5-10	1 x 2	250	100	1
10-20	2 x 2	500	200	0.5

Para la conversión de la densidad de materia seca de raíces, dada en la unidad de "mg 100 ml^{-1} suelo", a la acumulación de materia seca de raíces por hectárea hasta una profundidad definida, dada en la unidad de "kg ha^{-1}", simplemente hay que multiplicar el valor de densidad de raíces (D) con el grosor (G, cm) de la capa de muestra para obtener, p.ej. la materia seca de raíces finas vivas (M) hasta la profundidad G en kg ha^{-1}:

$$M\ (kg\ ha^{-1}) = G * D\ (mg\ 100ml^{-1}\ suelo)$$

Ejemplo:
Se analiza una muestra correspondiente a una profundidad de 5 cm (G) con un barreno de 8 cm de diámetro interior. Se toma una sub-muestra de 2 cm de grosor para el análisis. La concentración de biomasa de raíces finas en la muestra se determina con 150 mg 100 ml^{-1} suelo (D). ¿Cuánta biomasa de raíces finas se encuentran por hectárea hasta una profundidad de 5 cm (M)?

$$M\ (kg\ ha^{-1}) = 5 * 150\ (mg\ 100ml^{-1}\ suelo)$$
$$M\ (kg\ ha^{-1}) = 750$$

Hasta una profundidad de 5 cm la biomasa de raíces finas corresponde al 750 kg ha^{-1}.

Relaciones gravimétricas. Para calcular la densidad de raíces en 100 ml de suelo (D) se requiere de la siguiente información:

- volumen (Vt) y peso (Pt) de la muestra de suelo-raíz principal ;
- peso de la sub-muestra con suelo (Ps);
- valor de la variable de raíces (R), p.ej. peso, longitud.

El cálculo se basa en las relaciones entre el volumen de la muestra principal, su peso y el peso de la sub-muestra:

$$D = \frac{R * Pt}{Vt * Ps} * 100.$$

Ejemplo:
Para evitar errores de dimensiones, se debe usar la misma unidad para todos los pesos.

Volumen total:	1000 ml
Peso total:	1000 g
Peso de la sub-muestra:	200 g
Peso de la materia seca:	0,1 g

$$D\ (g\ 100\ ml^{-1}) = \frac{0{,}1 * 1000}{1000 * 200} * 100$$

La densidad de raíces es 50 mg 100 ml^{-1} de suelo. (multiplicar el resultado de la ecuación con 1000 para obtener mg!). (vea también ejemplo en Anexo 4).

Para calcular la acumulación de raíces en una capa de suelo por hectárea se siguen los pasos arriba descritos.

Análisis estadístico. Los datos de raíces no tienen una distribución normal, entonces deben usar transformaciónes apropiadas ($(n+l)^{0.5}$ o log n) antes de meterlos a un análisis estadístico (Anderson y Ingram, 1993).

3 Mapeo y análisis de un perfil de pared

3.1 Aspectos generales

El perfil de pared es un método de estudiar la distribución de raíces de diferentes diámetros, la densidad de raíces fines y la caracterización del suelo. La importancia de este metódo para obtener datos cuantitativos ya existe desde 1892. Mientras mano de obra y cuidado es necesario, este método no requiere de equipo especializado, ni caro. Este enfoque provee una descripción directa y completa de la morfología del sistema radicular de la planta.

El mapeo y análisis de raíces en un perfil de pared es un método cualitativo y cuantitativo, y se aplica a plantas individuales o grupos de plantas, si se quiere estudiar la distribución de las raíces en las diferentes capas del suelo o conocer zonas de interacciones entre sistemas de raíces de diferentes plantas. Esto puede ser el caso, p.ej., si se pretende identificar las zonas de traslapes de sistemas de raíces de diferentes especies en sistemas agroforestales, si se requiere información sobre la extensión en general y la dirección de la extensión de las raíces en particular o para conocer la reacción de un sistema radical a ciertas condiciones ambientales. Este método además puede aplicarse para saber hasta que profundidad hay que muestrear con el barreno. Se usa el método para cuantificar la densidad de las raíces finas y gruesas en un perfil. El método es muy laborioso, sin embargo, en suelos rocosos muchas veces la única forme de obtener esta información, aunque a este método también se escapan muchas raíces muy finas de la evaluación.

El uso de perfil de pared permite un análisis de distribución de raíces gruesas que no es posible con el método de barreno. El diámetro critico es de 10 mm. Schroth y sus colegas (1996) observan alta variabilidad en datos de raíces con diámetro mas que 5 mm. Entonces, el diámetro permisivo depende de la situación local.

El crecimiento de raíces con profundidad es limitado por obstáculos mecánicos, anoxia y un subsuelo seco. El énfasis es en raíces en la superficie de 10-100 cm según el rol de materia orgánica en abastecimiento y almacenamiento de agua, en retención y mineralización de nutrientes. La densidad de raíces absorbentes (numero, longitud etc. por unidad volumen del suelo) afecta el uso de agua y nutrientes y competencia entre plantas con raíces en el mismo estrato del suelo.

3.2 Procedimiento en el campo

El método requiere de los siguientes materiales:

- Estacas para marcar el terreno
- Palas
- Tenedores de cocina o destornilladores.
- Polietileno (plástico transparente)
- Marcadores de colores resistentes al agua.
- Vidrio en lamina

- Cuadro de 1 m x 1 m con divisiones internas de 5 cm x 5 cm
- Contador automático
- Regla larga

Al inicio se delimita el transecto que se quiere estudiar. Se delimita y se excava el área seleccionada a lo largo del transecto. Generalmente se debe tener una calicata de 1 m de ancho para poder trabajar bien en ella (Figura 3.1). Según el objetivo del estudio, se determina la distancia a la(s) planta(s) meta(s) que se quieren estudiar. Preferiblemente se usa el perfil para transectos entre dos o mas plantas. Para reducir el limitante de estudiar nada mas una orientación de los sistemas radiculares, se pueden establecer varias calicatas alrededor del área de interés (Figura 3.1). Estas pueden estar ubicadas en ángulos, triángulos y cuadros.

Después de la excavación, se exponen las raíces con un tenedor de cocina o un destornillador. Se remueve una capa de suelo de unos 5 mm.

El mapeo de las raíces se puede realizar con un marco de apoyo (Figura 3.1), que ayuda a pasar la imagen de las raíces "en vivo" a una imagen" en papel". Para áreas pequeñas (1 x 1 m) se puede trabajar con un marco fijo de madera o acero con una rejilla hecha de alambre de una amplitud de 10 x 10 cm. Para áreas más grandes es recomendable establecer el marco directamente en el campo con el apoyo de estacas, que marcan la amplitud de la rejilla, y mecate de nylon fino, que marca los cuadros de la rejilla, pasándolo de una estaca a otra opuesta. Al final se copia cuadro por cuadro las raíces respectivas a una rejilla igual en papel (p.ej. 10 cm en vivo corresponden a 1 cm en papel).

Otro método usa lámina transparente que se coloca en una marco y se pone frente al perfil. Según el objetivo del estudio se pueden dibujar las raíces tales como aparecen en vivo con un marcador permanente, que sería una copia real. Por otro lado, si se quiere determinar la densidad de las raíces en el suelo, se marcan puntos en cada lugar donde aparece una raíz. Según el diámetro de las raíces se usan puntos gruesos y puntos finos. Se recomienda dibujar no solamente las raíces, pero también los obstáculos que se pueden encontrar en el suelo, p.ej. piedras, túneles de animales etc.

Utilizando una lámina de polietileno y marcador permanente, se dibuja de una manera libre la distribución de raíces en el suelo desde 0 cm hasta la profundidad predeterminada. Por cada clase diamétrica (según Böhm (1979) raíz fina < 2 mm; raíz pequeña 2-5 mm; raíz mediana 5-10 mm; raíz gruesa 10-20 mm; raíz muy gruesa > 20 mm) se respeta la forma de cada uno de los componentes, raíces tanto como piedras. Se puede usar una lamina de vidrio para sostener la de plástica.

En el laboratorio, se sobrepone una nueva lámina de polietileno a la obtenida en el campo y se copia por medio de puntos pequeños las raíces finas y por medio de puntos de mayor tamaño lás raíces más gruesas; se emplea la misma representación obtenida en el campo para las piedras. Este paso de mapeo se puede hacer directamente en el campo con un marco con divisiones de 10 x 10 cm por ejemplo y papel cuadricular, donde se marcan las raíces en la escala seleccionada, tal como anteriormente descrito. Sin embargo, en zonas muy lluviosas puede resultar mas cómodo de hacer una copia "rápida" en el campo en transparencia, y dejar la parte más laboriosa para el laboratorio.

Luego del mapeo de las raíces, se puede hacer el conteo de las mismas. Para el efecto se colocan en una pared los nuevos dibujos y se divide en secciones transversales a cada lamina mediante el empleo de una regla (a intervalos p.ej. de 0 - 20 cm; de 20 a 40 cm; de 40 a 60 cm y de 60 a 100 cm). Se usa un contador automático para puntualizar el número de las raíces gruesas y finas presentes en cada sección.

La información generada como resultado del análisis en base de los datos obtenidos en el campo y el laboratorio puede resumirse como en el Cuadro 3.1.

3.3 Calculo de la densidad de raíces en el suelo

Se puede convertir la longitud de las raíces, contado en unidades de 0.5 cm (unidad de longitud de raíces = ULR) por cada cuadricula de área (a)de 5 x 5 cm, a la densidad de raíces finas (DRF):

$DRF = ULR \times a^{-2}$ [mm x cm^{-3}]

(Tomado de la tesis de doctorado del J. Wiesenmueller, 1999. Universidad de Goettingen, Alemania)

Cuadro 3.1. Número de raíces (sobre la base del diámetro) y número de piedras presentes en el suelo bajo un árbol de *Erythrina poeppigiana* de dos o ocho años de edad. La Montaña, CATIE, Costa Rica.

Sección (m)	*Numero raíces finas y pequeñas*	*% raíces finas*	*Número raíces medianas*	*Número de raíces gruesas*	*Número de piedras.*
	Edad: 2 años				
0.0-0.20	359	30.19	8	2	0
0.20-0.40	293	24.64	4	1	11
0.40-0.60	176	14.80	1	1	63
0.60-100	361	30.36	1	2	18
Total	1189	100	14	6	92
	Edad: 8 años				
0.0-0.20	537	39.84	13	5 (0)[z]	8
0.20-0.40	352	26.11	7	2 (2)	2
0.40-0.60	222	16.47	6	1 (1)	24
0.60-100	237	17.58	4	0 (1)	4
Total	1348	100	30	8 (4)	38

[z] en paréntesis número de raíces muy gruesas.

Fuente: Chesney P, Guiracocha G y Avila G 1999 Estudio básico de la distribución de las raíces de poro en un cultivo en callejón en la Montaña, Costa Rica (no publicado).

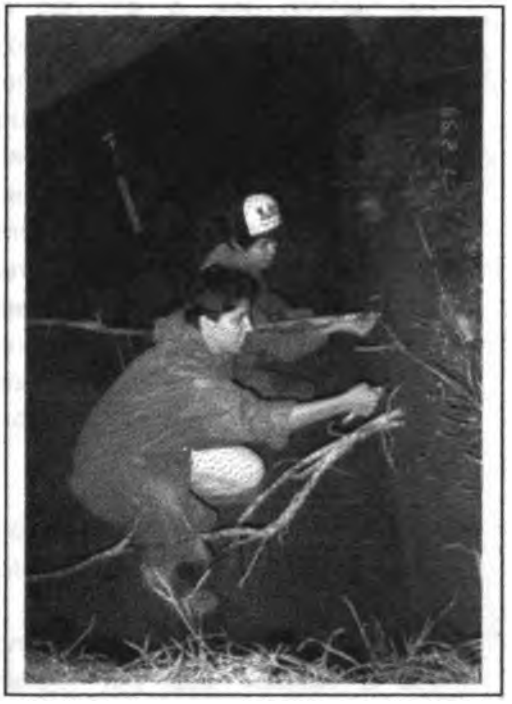


Figura 3.1. Método de perfil de pared

4 Excavación de sistemas de raíces

4.1 Plano horizontal superficial

El mapeo y análisis de un plano horizontal de raíces es un método cualitativo y cuantitativo, y se aplica preferiblemente a plantas individuales o grupos de plantas, si se quieren estudiar las interacciones entre ellas. Esto puede ser el caso, p.ej., si se pretende identificar las zonas de traslapes de sistemas de raíces de diferentes especies en sistemas agroforestales, si se requiere información sobre la extensión en general y la dirección de la extensión de las raíces en particular o para conocer la reacción de un sistema radical a ciertas condiciones ambientales. Este método además puede aplicarse para simplemente conocer la distribución superficial de las raíces, que sirve de base para determinar el número mínimo de puntos por muestrear con el barreno. Muchas veces se pierden raíces finas en el proceso de excavación, lo que depende mucho del cuidado que se presta a esta obra y lo que limita su aptitud para estudiar raíces muy finas con éste método.

Este método no se recomienda para plantas con un sistema radical muy profundo, por la cantidad de trabajo que significa la excavación. Si se trata de un sistema radical muy complejo, hay que limitarse a la evaluación de las raíces gruesas.

Se aplica este método excavando con cuidado superficialmente las raíces laterales y finas de la planta o de la asociación de plantas hasta la profundidad requerida. Esta puede ser fija (p.ej. 5 o 10 cm). Sin embargo, normalmente se realiza la excavación hasta la profundidad en la cual se ubican las raíces laterales de las cuales salen las raíces finas. Como herramientas de excavación se usan tenedores, cuchillos, destornilladores u otras herramientas al alcance, que permitan remover el suelo en puntos muy enfocados. Si el suelo está muy duro se recomienda mojarlo para no romper las raíces. Hay que prestar atención de no cambiar la posición de las raíces en el proceso de excavarlas, lo que se puede evitar dejando la punta de la raíz gruesa enfocada fijada en el suelo.

También existe la posibilidad de quitar el suelo superficial a través de un lavado con agua de presión, si el interés está solamente en las raíces gruesas. Si el sitio no se encuentra en una pendiente, este método requiere de canales que sacan el agua del área de muestreo. Como fuentes de agua sirven máquinas limpiadores de alta presión, si existe la posibilidad de conectarlas a un tubo de agua. En otras circunstancias se puede solicitar el apoyo de los bomberos locales. Muchas veces las condiciones de campo no se prestan para aprovechar el agua de presión y le queda a uno solamente el método convencional.

Después de la excavación de las raíces se hace un dibujo de las raíces expuestas de interés del estudio (Figura 4.1). Para este fin, se necesita un marco de referencia, que ayuda a pasar la imagen de las raíces "en vivo" a una imagen" en papel". Para áreas pequeñas (1 x 1 m) se puede trabajar con un marco fijo de madera o acero con una rejilla hecha de alambre de una amplitud de 10 x 10 cm. Para áreas más grandes es recomendable establecer el marco directamente en el campo con el apoyo de estacas, que marcan la amplitud de la rejilla, y mecate de nylon fino, que marca los cuadros de la rejilla, pasándolo de una estaca a otra opuesta (Figura 4.1). Al final se copia cuadro por cuadro las raíces respectivas a una rejilla igual en papel (p.ej.

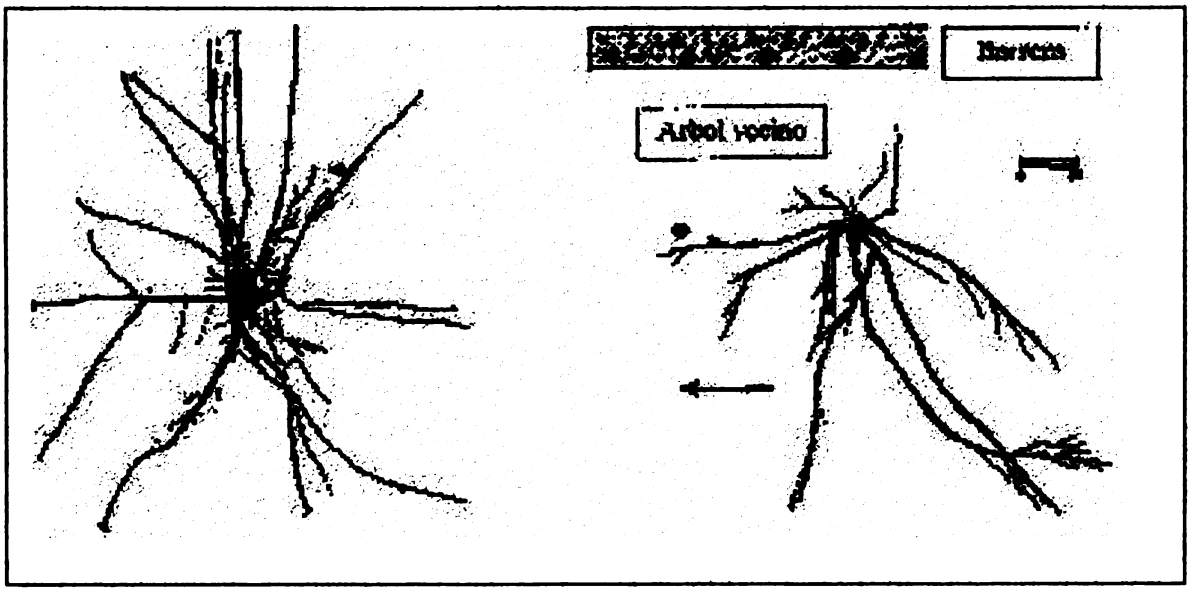


Figura 4.1. Excavación y mapeo de un plano horizontal

10 cm en vivo corresponden a 1 cm en papel). El dibujo se puede evaluar cualitativamente describiéndolo y cuantitativamente analizando la imagen con las facilidades del programa WinRhizo Pro ® o el método de Tennant.

Para mejorar el contraste entre las raíces y el suelo, se puede aplicar pintura blanca en forma de espray o con broche sobre las raíces expuestas. En caso de espray hay que evitar que se pinte el suelo o quitar el suelo pintado en el fondo, después de que la pintura esté seca. Siempre vale la pena explorar, si una foto perpendicular del área de interés provee una imagen confiable, la cual se puede analizar también con el WinRhizo Pro ®.

Ejemplo:

Estudio de interacciones de raíces de árboles con gramíneas, que se usan como barreras vivas a la extensión de las raíces de los árboles (Figura 3.2).

4.2 Excavación completa de raíces

Este método se aplica para estudiar el patrón radicular de plantas individuales: la longitud, tamaño, forma, color y distribución de las raíces. La excavación se puede efectuar manualmente o apoyado por agua o aire de presión. Dependiendo de las condiciones de suelo, de la magnitud del sistema radicular y el cuidado requerido hay que invertir entre 8 a 36 o más horas x hombre para excavar 1 m^3 de suelo con raíces.

La implementación del método requiere de estacas para marcar el terreno, piola para amarrar el fuste del árbol, materiales para construir un techo de protección, palas, tenedores de cocina o destornilladores, escoba de pelo, cinta, etiquetas, camera, papel cuadricula y lapiceros permanentes.

Primero, se amarra el fuste del árbol en tres soportes alrededor del árbol, para sostenerlo en su posición, aun cuando ya no tiene soporte en el suelo. Después se hace una zanja ubicada a una distancia que no permite la destrucción de raíces laterales pero suficientemente cerca para minimizar la cantidad del suelo que se debe excavar. La ubicación depende de conocimientos anteriores sobre la distribución radicular lateral de las especies. El ancho de la zanja puede ser 1 m para facilitar el movimiento y se aumenta en suelos arenosos. La profundidad debería llegar a unos 20-30 cm debajo de las raíces más profundas. En seguida, se exponen las raíces con herramientas pequeñas. Se remueve cuidadosamente el suelo del lado de la zanja hacia el árbol. Se comienza con el suelo superficial trabajando hacia abajo, removiendo en el proceso partícula por partícula para evitar daños en las raíces. Cuando sea posible, se remueve las partículas a la par de la raíz siguiéndola hacia el final de la misma.

Se recomienda tomar fotos en diferentes momentos de la excavación y dibujar los planos verticales excavados, para documentar la localización y longitud de las raíces. Se marca las raíces de acuerdo al dibujo con etiquetas de color, p.ej. para diferentes clases diamétricas. Para evitar, que al excavar las raíces estas se desplazan de su capa original hacia abajo, se puede amarrar las raíces con piola en unos soportes. No se puede almacenar sistemas completas de raíces de los árboles por mucho tiempo, porque pierden el color, la forma y son frágiles. Es importante tomar fotos nuevamente del sistema radicular cuando se sacó y se arregló según el esquema que había en campo.

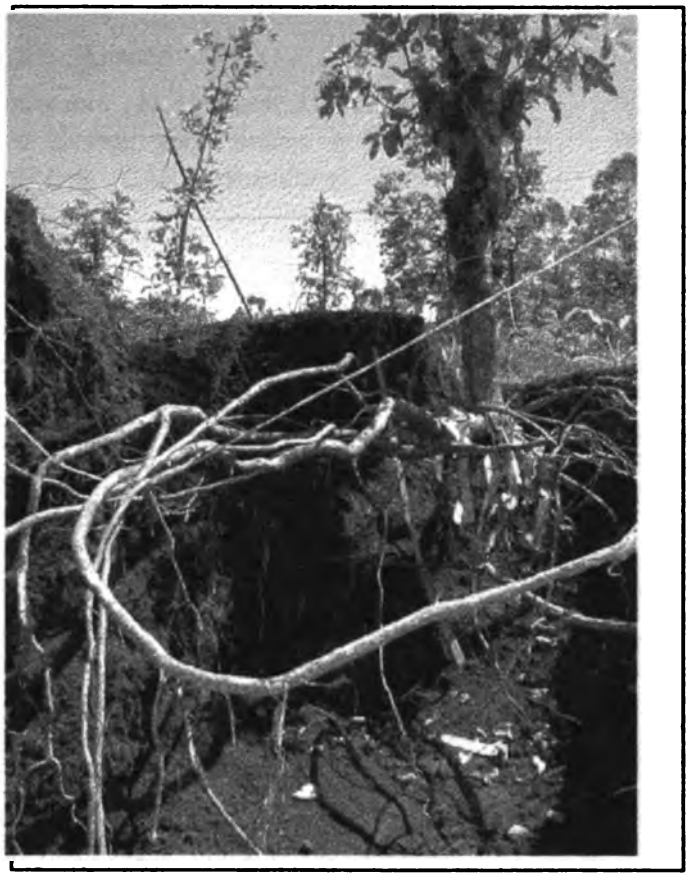


Figura 4.2. Excavación de raíz gruesas

BIBLIOTECA
Centro Interamericano de Documentación e Información Agrícola
IICA - CIDIA

5 Bibliografía

5.1 Libros

Anderson, J.M y Ingram, J.S (1993) Tropical Soil Biology and Fertility: a handbook of methods. CAB International, Wallingford. 221p.

Arkin, G.F y Taylor, H.M. eds. (1981) Modifying the Root Environment to Reduce Crop Stress. American Society of Agricultural Engineers, St. Joseph.

Atkinson, D. ed. (1991) Plant Root Growth, an Ecological Perspective. Blackwell Scientific Publications, London.

Böhm, W. (1979) Methods for Studying Root Systems. Springer-Verlag, Berlin.

Böhm, W., Lichtenegger, E. y Kutschera, L. eds. (1983) Root Ecology and its Practical Application. Bundesanstalt für Alpenländische Landwirtschaft, Irdning.

Box, J.E. Jr. ed. (1998) Root Demographics and Their Efficiencies in Sustainable Agriculture, Grasslands and Forest Ecosystems. Kluwer Academic Publishers, The Netherlands, 800 pp.

Carson, E.W. ed. (1974) Ökologie und Physiologie der Wurzelwachstums (Second International Root Symposium, Postdam, DDR, 1971). Akademie Verlag, Berlin.

Fitter, A.H. Ed. (1985) Ecological Interactions in Soil. Blackwell Scientific, Oxford.

Ghilarov, M.S., Kovda, V.A., Novichkova-Ivanova, L.N., Rodin, L.E., y Sveshnikova, V.M. (1968) Methods of Productivity Studies in Root Systems and Rhizosphere Organisms (First International Root Symposium. Leningrad, USSR, 1968). Nauka, Leningrad.

Glinski, J. y Lipiec, J. (1990) Soil physical conditions and plant roots. Florida, USA, CRC Press. 250p.

Kutschera, L (1960) Wurzelatlas Mitteleuropäischer Ackerunkräuter und Kulturplanzen. DLG- Verlags-GmbH, Frankfurt-am-Main.

Persson, H. y McMichael, B.L. eds. (1991) Plant Roots and Their Environment. Elsevier Science Publishers, Amsterdam.

Russel, R.S. (1997) Plant root systems: Their function and interaction with the soil. London, Mc Graw-Hill. 298 p.

Schuurman, J.J. y Goedewaagen, M.A.J. (1965) Methods for the Examination of Root Systems and Roots. Purdoc, Wageningen.

Sen, D.N. ed. (1980) Environment and Root Behaviour. Geobios International, Jodhpur.

Stokes, A. ed. (2000) The Supporting Roots of Trees and Woody Plants: Form, Function and Physiology. Kluwer Academic Publishers, The Netherlands, 420 pp.

Sutton, R.F. y Tinus, R.W. (1983) Root and Root System Terminology. Society of American Foresters, Washington, D.C. 137 p.

Taylor, H.M. ed. (1987) Minirhizotron Observation Tubes: Methods and Applications for Measuring Rhizosphere Dynamics. American Society for Agronomy Special Publication 50, ASA, Madison, USA, 143p.

Vaughan, D.; Malcolm, R.E. (1985) Soil organic matter and biological activity. Dordrecht, Nederland Martinus Nijhoff / Dr. W. Junk Publishers. 469 p.

Waisel, Y., Eshel, A y Kafkafi, U. eds. (1996) Plant Roots: The Hidden Half. Marcel Dekker, Inc. 1002p.

Weaver, J.E. (1926) Root development of Field Crops. McGraw-Hill, New York.

5.2 Artículos seleccionados

Amato, M. y Pardo, A. (1994) Root length and biomass losses during sample preparation with different mesh sizes. Plant Soil 161:299-303.

Atkinson, D.; Bhat, K.K.S.; Coutts, M.P.; Mason, P.A.; Read, D.R. eds. (1983) Tree root systems and their mycorrhizas. Developments in Plant and Soil Sciences 71.

Avilan, L.R.; Granodos, F.M.; Ortega, D. (1977) Estudio del sistema radicular de tres variedades de caña de azucar (Saccharum spp.) en un mollisol de los valles de Aragua. Agronomia Tropical 27(1): 69 - 87.

Baldwin, J.P. y Tinker, P.B. (1972) A method for estimating the lengths and spatial patterns of two interpenetrating root systems. Plant Soil 37:209-213.

Caldwell, M.M. y Virginia, R.A. (1991) Root systems. En: Pearcy, RW., Ehleringer, JR., Mooney, HA y Rundel, PW. Eds. Plant Physiological Ecology: Field Methods and Instrumentation. Chapman y Hall, London. pp 367-398.

Casper, B.B. yJackson, R.B. (1997) Plant competition underground. Annual Review of Ecology of Systems 28: 545 - 570.

Dhyani, S.K.; Narain, P. y Singh, R.K. (1990) Studies on root distribution of five multipurpose tree species in Doon Valley, India. Agrofor Syst 12:149-161.

Drew, M.C y Saker, L.R (1980) Assessment of a rapid method, using soil cores, for estimating the amount and distribution of crop roots in the field. Plant Soil 55:297-305.

Falade, J.A. (1977) Root distribution of cocoa (*Theobroma cacao* L.) as influenced by nitrogen fertilizer. Turrialba 27(3): 267 - 271.

Floris, J. y Noordwijk, M. van (1984) Improved methods for the extraction of soil samples for root research. Plant Soil 77:369-372.

Fusseder, A. (1983) A method for measuring length, spatial distribution and distances of living roots *in situ*. Plant Soil 73:441-445.

Goubran, F.H. y Richards, D. (1979) The estimation of root length in samples and sub-samples. Plant Soil 52:77-83.

Grzebisz, W., Floris, J. y van Noordwijk, M. (1989) Loss of dry matter and cell contents from fibrous roots of sugar beet due to sampling, storage and washing. Plant Soil 113:53-57.

Hansson, A.C. y Steen, E. (1984) Methods of calculating root production and nitrogen uptake in an annual crop. Swedish J Agric Res 14:191-200.

Hauser, S. (1993) Root distribution of *Dactyladenia* (*Acioa*) *barteri* and *Senna* (*Cassia*) *siamea* in alley cropping on Ultisol. I. Implication for field experimentation. Agrofor Syst 24:111-121.

Heeraman, D.A. y Juma, N.G. (1993) A comparison of minirhizotron, core and

monolith methods for quantifying barley (Hordeum vulgare L.) and fababean (Vicia faba L.) root distribution. Plant Soil 148:29-41.

Huck, M.G. (1983) Root distribution, growth, and activity with reference to agroforestry. In Huxley, P.A. Plant research and Agroforestry. ICRAF, Kenia. p. 527 - 541.

Jackson, R.B.; Canadell, J.; Ehleringer, J.R.; Mooney, H.A.; Sala, O.E.; Schulze, E.D. (1996) A global analysis of root distributions for terrestrial biomes. Oecologia 108: 389-411.

Jaenicke, H. y Wightman, K. (1999) The roots of nursery plants - a hidden life-support system. Agroforestry Today 11 (3-4): 23 - 25.

Jones, M.; Sinclair, F.L.; Grime, V.L. (1998) Effect of tree species and crown pruning on root length and soil water content in semi-arid agroforestry. Plant and soil 201: 197 - 207.

Jonsson K.; Fidjeland, L.; Maghembe, J.A. y Hogberg, P. (1988) The vertical distribution of fine roots of five tree species and maize in Morogoro, Tanzania. Agrofor Syst 6:63-69.

Kumar, K., Prehar, S.S. y Gajri, P.R. (1993) Determination of root distribution of wheat by auger sampling. Plant and Soil 149:245-253.

Knievel, D.P. (1973) Procedure for estimating ratio of live to dead root dry matter in root core samples. Crop Science 13: 124 - 126.

Lynch, J. (1995) Root architecture and plant productivity. Plant Physiol 109:7-13.

Marsh, B. B. (1971) Measurement of length in random arrangement of lines. J Appl Ecol 8:265-267.

McCully, M.E. (1999) Roots in soil: Unearthing the complexities of roots and their rhizospheres. Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology 50: 695 - 718.

Melhuish, F.M. (1968) A precise technique for measurement of roots and root distribution in soils. Ann Bot 32:15-22.

Morales, E.A.R. (1997) Arquitectura y distribución espacial de raíces de Eucalyptus deglupta dentro de un sistema agroforestal simultanea con Coffea arabica. M.Sc. Thesis. CATIE, Turrialba, C.R. 123 p.

Morris, E.C. (1996) Effect of localized placement of nutrients on root competition in self-thinning populations. Ann. of Botany 78: 353 - 364.

Muhr, L., Leihner, DE, Hilger, TH y Müller-Sämann, KM (1995) Intercropping of cassava with herbaceous legumes. I. Rooting patterns and their potential importance for below-ground competition. Angewandte Botanik 69:17-21.

Muñoz, F. y Beer, J. (1997) Fine root dynamics of shaded cocoa plantations in Costa Rica.

Newman, E.I. (1966) A method of estimating the total length of root in a sample. J Appl Ecol (1966) 3:139-145.

Nielssen, K.L.; Lynch, J.P.; Jablokow, A.G.; Curtis, P.S. (1994) Carbon costs of root systems: an architectural approach. Plant and Soil 165: 161 - 169.

Noordwijk, M. van.; Dommergues, Y.R. (1990) Root nodulation: the twelfth hypothesis. Agroforestry Today 2(2): 9 - 10.

Noordwijk, M. van y Floris, J. (1979) Loss of dry weight during washing and storage of root samples. Plant Soil 53:239-243.

Noordwijk, M. van., Floris, J. y de Jager, A. (1985) Sampling schemes for estimating root density distribution in cropped fields. Neth J Agric Sci 33:241-262.

Ong, C.K.; Deans, J.D.; Wilson, J.; Mutua, J.; Khan, A.A.H.; Lawson, E.M. (1999) Exploring below ground complementarity in agroforestry using sap flow and root fractal techniques. Agroforestry Systems 44: 87 - 103.

Ottman, MJ y Timm, H (1984) Measurement of viable plant roots with the image analyzing computer. Agron J 76:1021-1024.

Persson, H. (1990) Methods of studying root dynamics in relation to nutrient cycling. En: Harrison, AF., Ineson, P y Heal, OW. eds. Nutrient Cycling in Terrestrial Ecosystems. Elsevier Applied Science, London. pp 198-217.

Peterson, R.L.; Farquhar, M.L. (1996) Root hairs: Specialized tubular cells extending root surfaces. The Botanical Review 62(1): 1 - 40.

Rao, M.R., Muraya, P. y Huxley, P.A. (1993) Observations of some tree root systems in agroforestry intercrop situations, and their graphical representations. Expl Agric 29:183-194.

Rao, M.R., Nair, P.K.R. y Ong, C.K. (1998) Biophysical interactions in tropical agroforestry systems. Agrofor Syst 38:3-50.

Robinson, D. (1996) Variation, co-ordination and compensation in root systems in relation to soil variability. Plant and Soil 187: 57 - 66.

Sands R. y Nambiar, E.K.S. (1984) Water relations of *Pinus radiata* in competition with weeds. Can J For Sci 14:233-237.

Schaller, M.; Schroth, G.; Beer, J.; Jiménez, F. (1999). Control de crecimiento lateral de las raíces de especies maderables de rápido crecimiento utilizando gramíneas como barreras biológicas. Agroforestería en Las Américas 23(6): 36-38.

Schroth, G. (1995) Tree root characteristics as criteria for species selection and systems design in agroforestry. Agrofor Syst 30:125-143.

Schroth, G.; y Zech, W. (1995) Root length dynamics in agroforestry with *Gliricidia sepium* as compared to sole cropping in the semi-deciduous rainforest zone of West Africa. Plant Soil 170:297-306.

Schroth, G. y Kolbe, D. (1994) A method of processing soil core samples for root studies by subsampling. Biol Fertil Soils 18:60-62.

Smucker, A.J.M., McBurney y Srivastava, A.K. (1982) Quantitative separation of roots from compacted soil profiles by the hydropneumatic elutriation system. Agron J 74:500-503.

Stone E.L. y Kalisz, P.J. (1991) On the maximum extent of tree roots. For Ecol Manage 46:59-102.

Suryakantharaju, K. (1971). Root suckers in Coffee. Indian Coffee 35 (7): 253 - 254.

Tennant, D. (1975) A test of a modified line intersect method of estimating root length. J Ecol 63(3):995-1001.

Tscherning, K., Leihner, D.E., Hilger, T.H., Müller-Sämann, K.M. y El Sharkawy, M.A. (1995) Grass barriers in cassava hillside cultivation: Rooting patterns and root growth dynamics. Field Crops Res 43:131-140.

Vamerali, T.; Ganis, A.; Bona, S. y Mosca, G. (1999). An approach to minirhizotron root image analysis. Plant and Soil 217: 183 – 193.

Vandermeer, J. (1977). Observations on the root system of the pejibaye palm (*Bactris gasipaes* H.B.K.) in Costa Rica. Turrialba 27(3): 239 - 242.

Venner, K.H. y Malcolm, D.C. (1999). A disposable corer for sampling organic soils. Plant and Soil 212: 101 - 104.

Ward, K.J., Klepper, B., Rickman, R.W. y Allmaras, RR (1978) Quantitative estimation of living wheat-root lengths in soil cores. Agron J 70:675-677.

Wiersum, L.K. (1987). Activity of root systems of six plant species at different stages of development. Plant and Soil 100: 361 - 370.

Zevallos, A.C. y Alvim, P.T. (1967). Influencia del árbol de sombra *Erythrina glauca* sobre algunos factores edafológicos relacionados con la producción del cacaotero. Turrialba 17(3): 330 - 336.

Anexo 1. Ejemplos de diseños para el muestreo de raíces finas

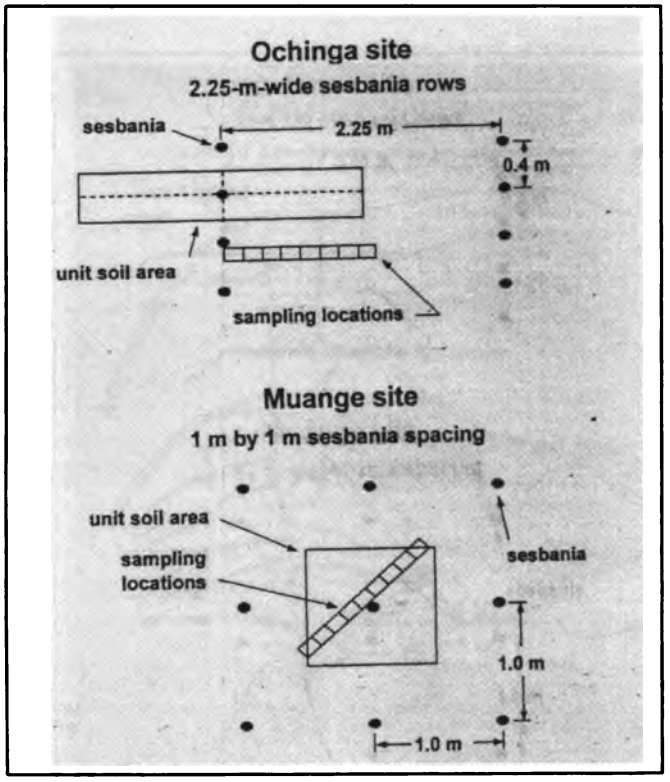


Figura 1. Diseño para evaluar densidad de raíces en diferentes zonas de un sistema de cultivo en callejones

Fuente: Mekonnen K, Buresh RJ, Coe R and Kipleting KM 1999 Root length and nitrate under *Sesbania sesban*: vertical and horizontal distribution and variability. Agroforestry Systems 42:265-282.

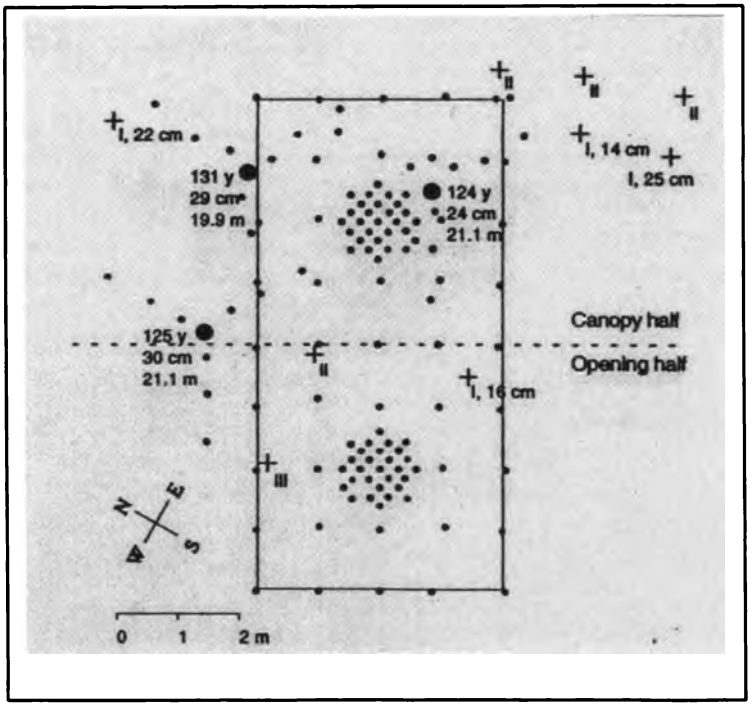
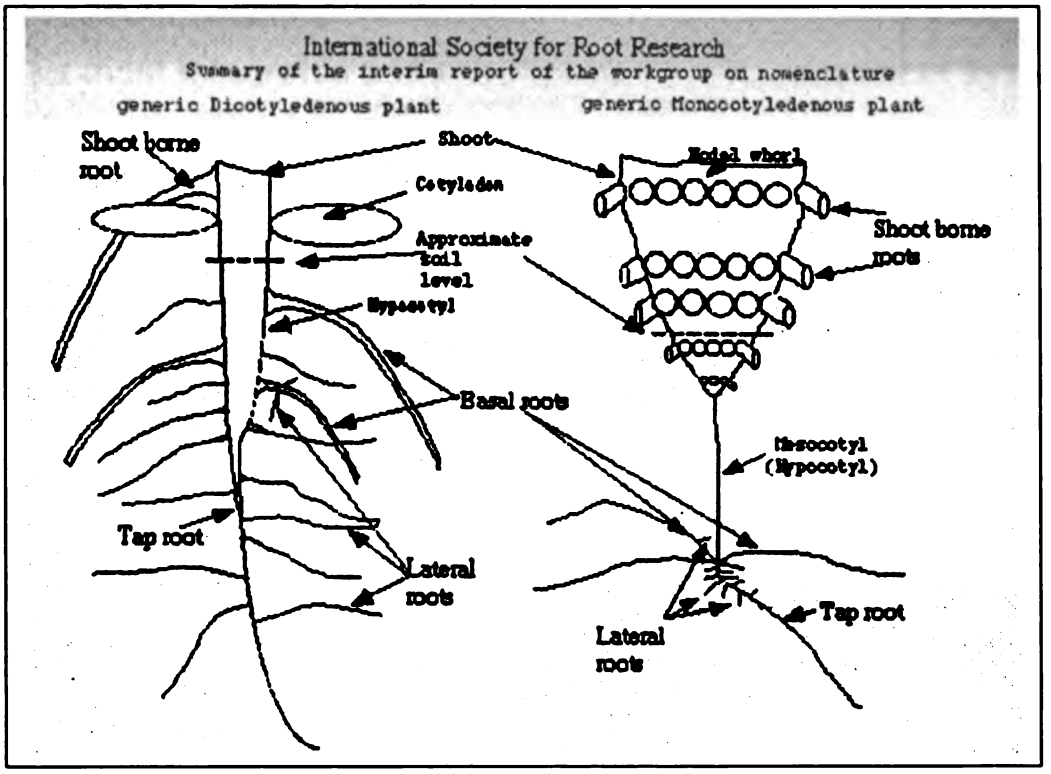


Figura 2. Diseño de muestreo para determinar la variabilidad de densidad de carbono en el suelo de un área definido (aplicable a raíces finas)

Fuente: Liski, J. (1995) Variation in soil organic carbon and thickness of soil horizons within a boreal forest stand – effect of trees and implications for sampling. Silva Fennica 29(4) 255-266

Anexo 2. Nomenclatura inglesa usada en la investigación de raíces



Anexo 3. El Programa WinRhizo Pro ®

WIN MAC RHIZO

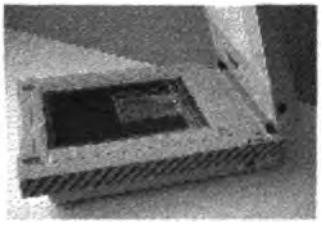
For root morphology and achitecture measurement

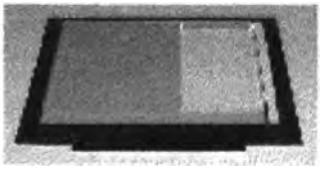
The most integrated and easy to use root measurement system

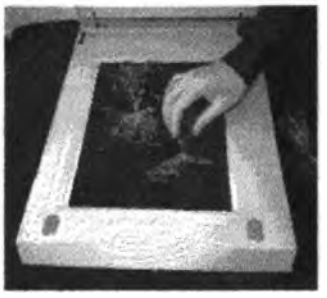
Measuring roots in RHIZO is easily done in three steps

1. position the roots on the scanner

Root positioning is rapid and easy with Regent's positioning system for optical scanners. With it, no preview is necessary before scanning roots (this saves a lot of time when hundreds of scans are made). Also the operator knows exactly where to place the tray on the scanner. This positioning system can accommodate up to 35 different tray sizes for scanning immersed roots in water (to spread them more easily) and can be installed and removed in a few seconds. RHIZO does not require random root positioning as some statistical systems do.





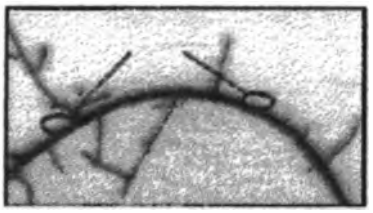


Scanners sold by Regent Instruments are geometrically calibrated for greater precision of root or any other objects measurements made with them. The calibration is made once by Regent and is permanent (the operator do not have to recalibrate).

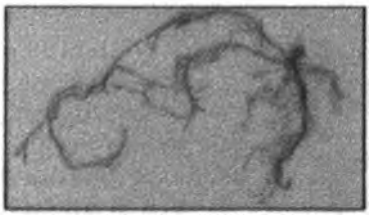
2. Digitize them

Click the scanner icon in RHIZO window to digitize the roots and wait a few seconds for the scan to complete and the image to appear on screen. There is no need to use another software to digitize the images (or to switch to another operating system), RHIZO controls the scanner directly.

RHIZO is TWAIN compatible (that means it can get images from almost any scanner) but has been optimized for some scanner models. Regent has tested and selected some scanners that are better adapted for root measurements. In particular, the models we sell comes with an additional lighting system that prevent shadows from being present around thick roots. These shadows reduce the precision of the measurements (both the roots and the shadows are dark so it is difficult to precisely locate the boundary between them). Scanners also have better light uniformity (there is no need to adjust the lights position) and a higher resolution than video cameras.



Shadows around roots make their measurement difficult and less precise

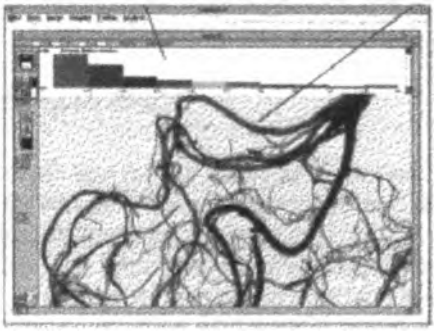


Root scanned without Regent special lighting system

Root scanned with Regent special lighting system

3. Analyze the image and save the data

After image acquisition, the analysis is done and roots measured by RHIZO are identified by colored lines in the image (the color of the line indicate in which diameter class it has been classified).



Root length, width and area are measured with Regent's unique method rather than with indirect measurements or statistical methods. With this new approach, measurements are made continuously at each point along the root. Length and area calculation take into account root overlaps, forks and tips to provide accurate measurements. Tennant's length estimation method is also included for comparison purposes.

RHIZO has an impressive list of measurements it can do on root systems (morphology, topology, disease, architecture...).

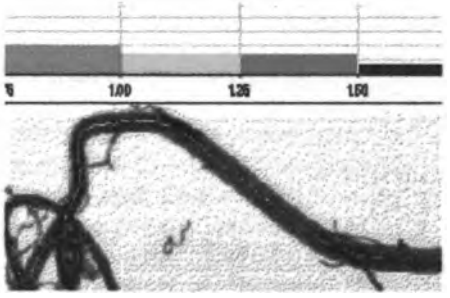
The last step of the analysis is data saving, which is done automatically. Data files are in ASCII (text) format. Images can also be saved in TIFF files for later validations, reanalyzes or for visualization in other softwares (like word processors).

Summary information about the measured root is available on the left side of the image. This includes:

- **Total root length**
- **Average root diameter**
- **Root projected and surface area**
- **Number of crossings, forks and tips**

More complete information (root length, area, number of tips per diameter or color classes for example) is available in data files produced by **RHIZO** (*see measurements*).
In **RHIZO**, like in all other products from Regent Instruments, you can see the roots and their measurements simultaneously on the computer screen. You know immediately which root parts have been analyzed. A line is drawn over the root with a color related to its diameter. The same color is used to draw the root distribution graphic. You can click in the image to verify the measurements made by **RHIZO** at a specific place. It is also possible to see in the image the position of the tips, crossings and forks.

The root distribution graphic is displayed above the image. The information presented there can be the root length, area, volume or number of tips as a function of root diameter or color (Regular and Pro versions).



Images can be viewed at different magnifications.

The alternatives to RHIZO

Other root measurements systems on the market often use one of these approaches:
1-) Some take an image analysis software library (made by external personnel) and put an interface in front of it. These systems are in fact morphology image analysis systems that can do many things, most of which you don't really need for root analysis. The interface is cluttered with many useless commands which makes the learning curve steep. These programs usually have a low level of integration (for examples, the root distribution graphic as function of diameter is not visible during measurement but only after in a separate program or topology or fractals analysis are not available).
2-) Another approach consists in subcontracting the design to an external firm which either modifies an existing product, customizes a general image analysis system or builds one from scratch. Because the contractor has to pay for each modification, it is unlikely that these systems will be upgraded on a regular basis.
3-) There are also some programs made by academicians, either distributed directly by them or via companies. These are almost never updated and technical support is usually nonexistent.
RHIZO is made by professional programmers and engineers (regular employees of the company) **which can be contacted for technical support (tech@regent.qc.ca)**. Because all programmation is done in-house, it can easily be modified anytime. The company is not dependent on a third party which might decide not to support part of the software. **RHIZO** comes with one or two free updates per year.
Also Regent Instruments only manufacture a limited number of related image analysis products. These products receive 100% of our attention.

Measurements and references

RHIZO is available in three: Basic, Regular and Pro.

RHIZO Basic is a low cost solution for global root measurement including; total root length, surface area, volume, average diameter (estimated from root length and area) and number of tips.

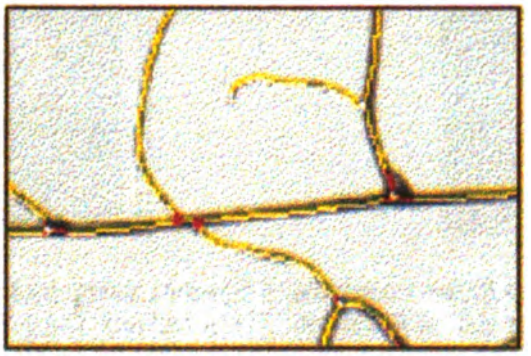
RHIZO Regular is ideal for measurement of root morphology. It has all the measurements of the basic version plus a function of root diameter (which is measured continuously along the root instead of being estimated as in Basic version).

RHIZO Pro has all the measurements of the regular version plus: link identification and link axis definition, color analysis, **topology**, root architecture with fractals, morphology as a function of soil depth.

Measurement method common to all versions

Regent's non-statistical root measurement method that compensates for root overlap

Positioning roots without overlap in front of a video camera or a scanner can be quite hard, tedious or even impossible to achieve. There must be a mean to take into account these overlaps, otherwise root area and length will be underestimated. One standard method which exists to overcome this problem is based on statistics. It has been published by Tennant (see the References below) and has been modified by others over the years. Instead of relying on statistics, Regent has developed a method for detecting root overlaps, tips and forks and taking them into account when measuring area and length.

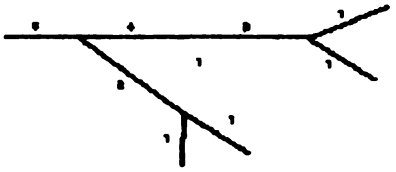


Root crossings, forks and tips are visible in the image.In this image, the crossing is detected even if it looks like two forks (which is typical when roots intersect at small angles).

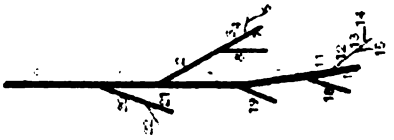
RHIZO Pro features

- **Link analysis**: Segment length, average diameter, surface area, volume, branching angle and connectivity (external-internal).
- **Topology**: Link developmental classification (primary, secondary, tertiary...) as a function of branching angle or root diameter (on simple and spread root systems). Also included are Link classification (external, internal), Path length, Altitude, Magnitude.
- Root architecture with fractals.
- Morphology as a function of soil depth (when ground level can be identified).
- Color analysis which allow you to do the multiple measurements .

Link identification, and Link axis definition with RHIZO Pro



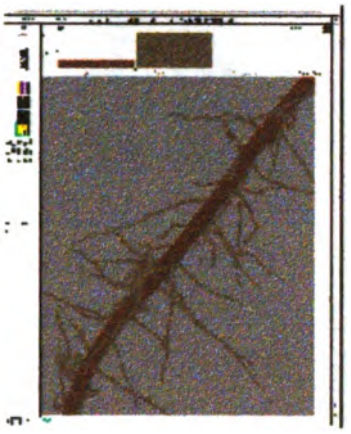
Magnitude measurements; the number of external links it serves.



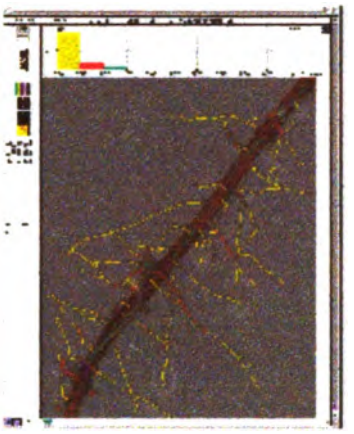
The image above illustrates Dr. Fitters convention for link numbers of a simple (artificial) root system. The segments #0,1,9,10,11,17 forms the order 0 only axis (in green).

Color analysis with RHIZO Pro

Root length, area, surface area, volume and number of tips are available per color class (one class or group of classes can be defined for thin laterals and another for main root as illustrated below. This allow to measure root morphology separately for the two groups).

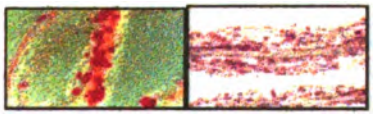


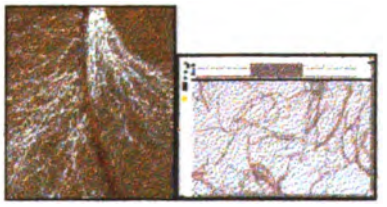
Non-destructive morphology measurement of roots in pouches (In the example below , the roots and the background pouch are separated based on their colors).



Nodules quantification (minimal contrast required) (in this example, roots and nodules area are measured separately).

When there is minimal contrast, **mycorrhizal fungi can be quantified** (total area occupied by them). **Ectomycorrhizal fungi morphology can also be measured**. Please contact us to verify that your sample can be analyzed with **RHIZO.**





Other analysis tasks RHIZO can perform (All versions)

Analyze and monitor seedling growth

RHIZO is also a leaf area meter

By turning off its root morphology measurements, **RHIZO** can be used for leaf area measurement or leaf disease quantification

References

"**WinRHIZO**, a root-measuring system with a unique overlap correction method", Arsenault, J.-L., S. Pouleur, C. Messier, and R. Guay. 1995. HortScience 30: 906. (Abstract).

"Accuracy of Measurements with **Mac/WinRHIZO**". Stephan Pouleur, RÉGENT INSTRUMENTS Technical note #3, 1995.
"Accuracy of **Mac/WinRHIZO V3.3**". Régent Guay, RÉGENT INSTRUMENTS Technical note #6, July 1996.

"A test of a modified line intersect method for estimating root length". Tennant D. 1975, J. Ecol. 63. pp. 995-1001.
We also have some scientific publications from **RHIZO** owners, please contact us to get some of them if you are interested. More publications can also be found via the search engines on the web.

WinRHIZO and MacRHIZO are registered trade marks of Regent Instruments
Copyright (c) 2000 by Regent Instruments Inc. for entire contents
All rights reserved.

Last Revision: July 4, 2000

Anexo 4. Ejemplo de un cálculo de densidad de raíces (longitud)

Objetivo

Cálculo de la longitud de raíces (cm) en seis muestras tomadas a una profundidad de 0 - 10 cm.

Procedimiento

Cada muestra representa un volumen de 502.65 cm^3. Entonces la muestra compuesta de seis muestras es 6 x 502.65 cm^3 =3 015.93 cm^3.

Las muestras individuales tienen los siguientes pesos:

No. de muestra	Peso (g)
1	671.2
2	650.0
3	671.5
4	689.0
5	605.3
6	644.4
Total	3931.4

Schroth y Kolbe (1994) recomiendan un peso de 5 - 10 % como sub-muestra de la muestra compuesta. En nuestro ejemplo elegimos 250 g, o sea 6.36 % del peso total de la muestra compuesta.

La longitud total de las raíces finas en la sub-muestra se determina en 170 cm.

Para obtener la longitud de raíces finas en la muestra compuesta, se multiplica la longitud en la sub-muestra con el factor 100/6.36 (=15.73), o sea 170 cm x 15.73 = 2647.1 cm. En la muestra compuesta de 3015.93 cm^3, se encuentra la longitud total de raíces finas de 2647.1 cm, lo que corresponde a 3015.93 cm^3.

Para obtener finalmente la densidad de la longitud de raíces en 1 l de suelo (1000 m^3) se divide la longitud total de raíces en la muestra compuesta por el volumen de la muestra en litros: 2647.1 cm / 3.015.93 l = 885.64 cm l^{-1}.

Para el área estudiado encontramos una densidad de longitud de raíces finas de 885.64 cm l^{-1}.

Unidades de longitud de raíces en cm por litro de suelo de suelo son frecuentemente usados en estudios de competencia de raíces por nutrimentos y agua.