HAL
open science

Mini-rhizotrons transparents pour l'etude du systeme racinaire de jeunes plantes. Application a la caracterisation du developpement racinaire de jeunes chenes (Quercus robur)

Loic L. Pagès

To cite this version:

Loic L. Pagès. Mini-rhizotrons transparents pour l'etude du systeme racinaire de jeunes plantes. Application a la caracterisation du developpement racinaire de jeunes chenes (Quercus robur). Canadian Journal of Botany, 1992, 70, pp.1840-1847. hal-02706062

HAL Id: hal-02706062

https://hal.inrae.fr/hal-02706062

Submitted on 1 Jun 2020

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

Mini-rhizotrons transparents pour l'étude du système racinaire de jeunes plantes. Application à la caractérisation du développement racinaire de jeunes chênes (*Quercus robur*)

LOÏC PAGÈS
Institut national de la recherche agronomique, Centre d'Avignon, Station d'agronomie, Domaine Saint-Paul, F-84143 Montfavet CEDEX, France

Reçu le 6 août 1991

PAGÈS, L. 1992. Mini-rhizotrons transparents pour l'étude du système racinaire de jeunes plantes. Application à la caractérisation du développement racinaire de jeunes chênes (*Quercus robur*). Can. J. Bot. **70** : 1840–1847.

Nous présentons un nouveau type de mini-rhizotron destiné à observer en continu l'ensemble du système racinaire de jeunes plantes en croissance. Chacun des mini-rhizotrons consiste en deux plaques de plastique transparentes solidaires et espacées de quelques millimètres. À la face interne de chacune d'elle est appliquée une mèche de papier filtre absorbant et transparent, qui absorbe et distribue de la solution nutritive. Le système racinaire pousse entre ces deux plaques, les racines se fixant soit d'un côté, soit de l'autre, grâce à leurs poils absorbants. Il est ainsi observable dans sa totalité en continu. Il est aisé de lui faire subir diverses interventions expérimentales. Les mini-rhizotrons sont placés dans un bac à l'abri de la lumière. À titre d'exemple et de validation, nous étudions le développement du système racinaire de jeunes chênes pédonculés (*Quercus robur* L.). Nous comparons les caractéristiques de leur architecture avec celles décrites par différents auteurs qui ont utilisé d'autres méthodes. Les intérêts spécifiques de la méthode présentée sont ensuite dégagés.

Mots clés : racine, morphogenèse, mini-rhizotron, croissance, développement, *Quercus robur*.

PAGÈS, L. 1992. Mini-rhizotrons transparents pour l'étude du système racinaire de jeunes plantes. Application à la caractérisation du développement racinaire de jeunes chênes (*Quercus robur*). Can. J. Bot. **70**: 1840–1847.

A new type of root-observation box is described, which allows continuous observations on entire growing root systems of young plants. Each root-observation box consists of two transparent plastic plates separated by a few millimetres. On the internal face of each plate, a sheet of transparent filter paper is fixed, which allows absorption and distribution of water and nutrients to the root system. The root system can grow between these two plates, the roots growing on either one face or the other. Thus, the entire root system can be observed continuously. It is easy to manipulate it experimentally. The root-observation boxes are placed away from the light into a container. As an example, and to show the suitability of the method, we studied the development of the root system of young oak seedlings (*Quercus robur* L.). We compared their architectural characteristics with those described by different authors who have used other methods. The specific interests of this new method are emphasized.

Key words: root, morphogenesis, rhizotron, root observation box, growth, development, *Quercus robur*.

Introduction

Même si des progrès importants ont été réalisés ces 20 dernières années en ce qui concerne les méthodes d'étude des systèmes racinaires, les problèmes méthodologiques restent encore bien d'actualité dans ce domaine (Caldwell et Virginia 1988).

Les observations que l'on peut faire sur les systèmes racinaires de plantes qui poussent au champ sont en effet très coûteuses en main-d'oeuvre, et peu de méthodes sont véritablement satisfaisantes pour en obtenir une vision dynamique dans de telles conditions (Huck et Taylor 1982; Taylor *et al.* 1991). L'utilisation de rhizotrons permet seulement de décrire le développement d'une partie des racines.

D'autres méthodes de culture et d'observation ont aussi été utilisées, comme les cultures hydroponiques, celles en caissons de brumisation (Champagnat *et al.* 1974; Lamond *et al.* 1983) ou celles en « mini-rhizotrons » (terme français proposé par Riedacker (1974) ou *root-observation boxes* pour les Anglo-Saxons) pour étudier la dynamique de mise en place du système racinaire de jeunes plantes.

Les cultures hydroponiques et en caissons de brumisation permettent d'accéder facilement et de manière non destructive à l'ensemble du système racinaire. Il faut cependant noter que les mesures de croissance que l'on peut faire sur ces systèmes entraînent généralement divers stimuli (contact, lumière, et gravité notamment) qui altèrent considérablement leur développement.

Les mini-rhizotrons ont été et sont encore très largement utilisés (par exemple, Yorke et Sagar 1970; Riedacker 1974; Cahn *et al.* 1989; Neufeld *et al.* 1989; Jordan 1992). Ce sont des conteneurs généralement plats, d'épaisseur et de dimensions variables suivant les cas, dont au moins l'une des faces est transparente et permet donc la visualisation des racines poussant à son contact. Les racines sont abritées de la lumière grâce à des protections individuelles (enveloppes de plastique souple) sur chacun des mini-rhizotrons (Riedacker 1974), ou à une protection collective, comme par exemple un bac rigide contenant l'ensemble des mini-rhizotrons (Yorke et Sagar 1970; Neufeld *et al.* 1989). Ces dispositifs permettent de faire un suivi continu du développement du système racinaire, en totalité ou en partie, et de suivre l'évolution de sa rhizosphère dans des conditions plus ou moins contrôlées. Il est également possible d'accéder à n'importe quel moment au système racinaire en enlevant la plaque transparente, ce qui permet de nombreuses manipulations (amputations ou blocage d'axes, inoculations, marquages, etc.). Pour certains de ces dispositifs (Riedacker 1974; Jordan 1992; Cahn *et al.* 1989), les racines se développent dans un substrat. Une partie d'entre elles sont malgré tout visibles grâce à la faible épaisseur du conteneur (quelques centimètres) et (ou) à l'inclinaison de celui-ci par rapport à la verticale (Riedacker 1974), cette inclinaison étant destinée à favoriser un accollement des racines à gravitropisme positif en position latérale inférieure contre la paroi transparente.

Dans d'autres mini-rhizotrons, les racines poussent sur une feuille de papier filtre (Yorke et Sagar 1970) ou sur une toile

Printed in Canada / Imprimé au Canada

AG 124

à bluter (Neufeld *et al.* 1989). Dans ce cas, l'ensemble des racines peut être suivi, et il n'est alors pas utile d'incliner le mini-rhizotron par rapport à la verticale.

Nous nous proposons ici de décrire un nouveau type de mini-rhizotron, dans lequel toutes les racines sont visibles et poussent sur un support homogène. Ce système de culture est inspiré du dispositif de Yorke et Sagar (1970) que nous avons amélioré car il n'était pas satisfaisant (voir Discussion et conclusion). Nous présenterons aussi l'ensemble des méthodes qui permettent de suivre le développement dans ces conditions et de traiter l'information qui en résulte. C'est en effet grâce à de telles méthodes d'acquisition et de traitement informatique que l'on peut maintenant prétendre à des analyses quantitatives détaillées du développement (Colin-Belgrand *et al.* 1989). Nous ferons ces présentations au travers de la description d'une expérimentation portant sur le développement de jeunes chênes pédonculés. Cette espèce a été largement utilisée par différents auteurs qui étudient la morphogenèse racinaire (Champagnat *et al.* 1974; Riedacker *et al.* 1982; Lamond *et al.* 1983; Riedacker et Belgrand 1983; Harmer 1990; El Hajzein *et al.* 1991). Cela nous permettra de comparer différentes caractéristiques de son développement, de déceler d'éventuels artefacts et, par là-même, de discuter de la pertinence des méthodes, en comparaison avec d'autres (rhizotrons, caissons de brumisation), qui présentent toutes certains avantages et inconvénients.

Matériel et méthodes

Dispositif de culture

Les mini-rhizotrons sont constitués de deux plaques verticales de polychlorure de vinyle (PVC) transparent (1,5 mm d'épaisseur, 35 cm de longueur et 16 cm de largeur), espacées entre elles de 3 mm (fig. 1*a*). Sur chacune de ces plaques, nous disposons, du côté interne, une feuille de papier absorbant de type Joseph. L'adhérence du papier sur la plaque est obtenue par un mouillage de celui-ci, qui devient en même temps tout à fait transparent. L'écartement entre les plaques est maintenu grâce à des baguettes de PVC de 3 mm d'épaisseur intercalées entre celles-ci, et l'ensemble est serré entre des pinces de reliure. Pour l'installation de la semence de la plante à l'étude, une alvéole est pratiquée dans la partie supérieure d'une des plaques par thermo-formage. Le système racinaire va se développer dans l'espace entre les deux feuilles de papier Joseph, lequel demeure vide.

Les mini-rhizotrons ainsi constitués sont placés à l'abri de la lumière dans un bac construit en PVC expansé blanc de 10 mm d'épaisseur, muni d'un couvercle en deux parties avec des encoches pour laisser sortir la partie aérienne des plantes (fig. 1*b*). Le bac est placé en chambre climatisée à une température de 24 ± 1°C et une hygrométrie de 80 ± 10%. Le photopériodisme est de 16 h de jour pour 8 h de nuit, et le rayonnement utile à la photosynthèse de 150 $\mu mol \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$.

Les plantes sont alimentées grâce à une solution nutritive du type Hoagland diluée 10 fois. Cette solution nutritive est placée dans le fond du bac de manière à ce que le bas des mini-rhizotrons puisse tremper dedans sur 2 cm environ. Le papier Joseph sert de mèche qui absorbe et distribue la solution nutritive par capillarité. La solution est changée tous les 5 jours environ.

Matériel végétal

Les résultats utilisés pour illustrer la méthode sont issus d'une culture de cinq glands de chêne pédonculé (*Quercus robur* L.) récoltés sur le même arbre et conservés pendant 1 mois après leur récolte à une température de 0 à 2°C. Les glands sont débarrassés de leurs enveloppes (péricarpe et téguments), puis mis à tremper dans de l'eau courante pendant 48 h. Ils sont ensuite mis à germer dans de la vermiculite humide à 24°C pendant 72 h environ. Les glands ainsi prégermés, ayant une radicule de longueur comprise entre 5 et 10 mm, sont soigneusement installés verticalement dans les mini-rhizotrons. Par la suite, dans l'étude des cinétiques de croissance, nous prendrons comme date « zéro » cette date de mise en place des glands dans les mini-rhizotrons.

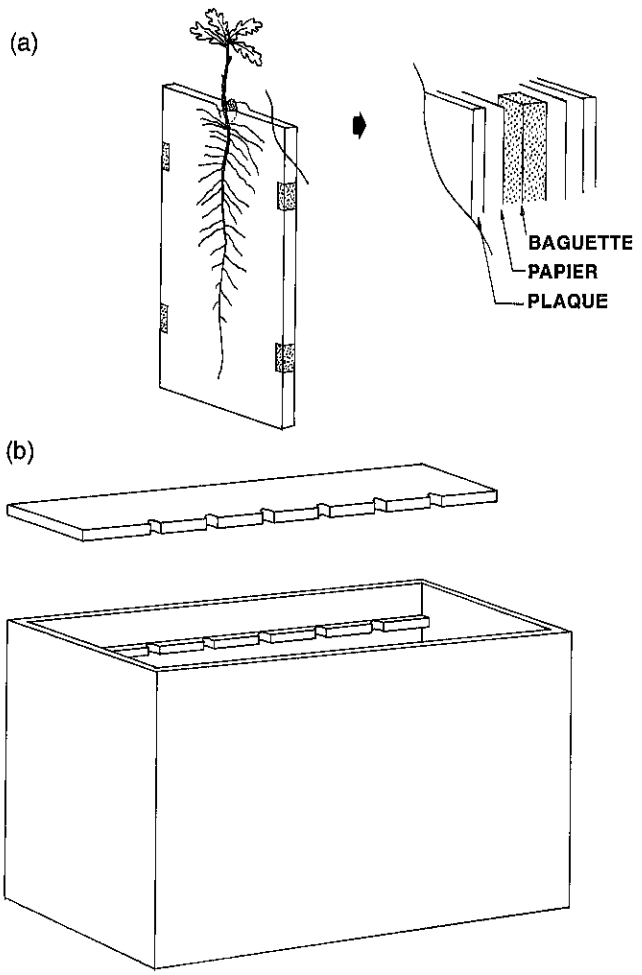

FIG. 1. Schéma du dispositif utilisé. (*a*) Mini-rhizotron proprement dit, constitué de deux plaques de PVC transparentes (1,5 mm d'épaisseur, 16 cm de largeur et 35 cm de longueur) séparées par des baguettes placées sur les côtés (3 mm d'épaisseur, 1 cm de largeur et 35 cm de longueur), en haut et en bas (3 mm d'épaisseur, 1 cm de largeur et 5 cm de longueur). Des feuilles de papier Joseph sont plaquées sur les faces internes des plaques. Le tout est maintenu solidaire grâce à des pinces de reliure. (*b*) Bac en PVC expansé destiné à recevoir les mini-rhizotrons, et contenant de la solution nutritive.

Suivi de la croissance et acquisition des données

Le suivi du développement racinaire des plantes ainsi installées est réalisé à intervalles de 24 h environ. Pour ce faire, une feuille de plastique transparente est appliquée successivement sur les deux faces, à chaque observation, et un tracé des nouveaux accroissements racinaires (apparition de racines et allongement des racines existantes) est effectué sur cette feuille à l'aide d'un stylo feutre de couleur. Le nouveau tracé vient à chaque fois compléter le relevé précédent sur la feuille qui reste la même durant les différentes observations. Seuls le pivot et les racines latérales issues de celui-ci (que nous appellerons aussi secondaires ou latérales) ont été suivis. Le fait d'observer et de tracer successivement les deux faces permet d'avoir une meilleure vision de toutes les racines, dont certaines se collent sur l'une des plaques, tandis que d'autres se collent sur l'autre. Ce suivi a été réalisé sur les cinq plantes, pendant 20 jours. Au bout de cette période, les pivots les plus longs atteignaient tout juste le fond du mini-rhizotron.

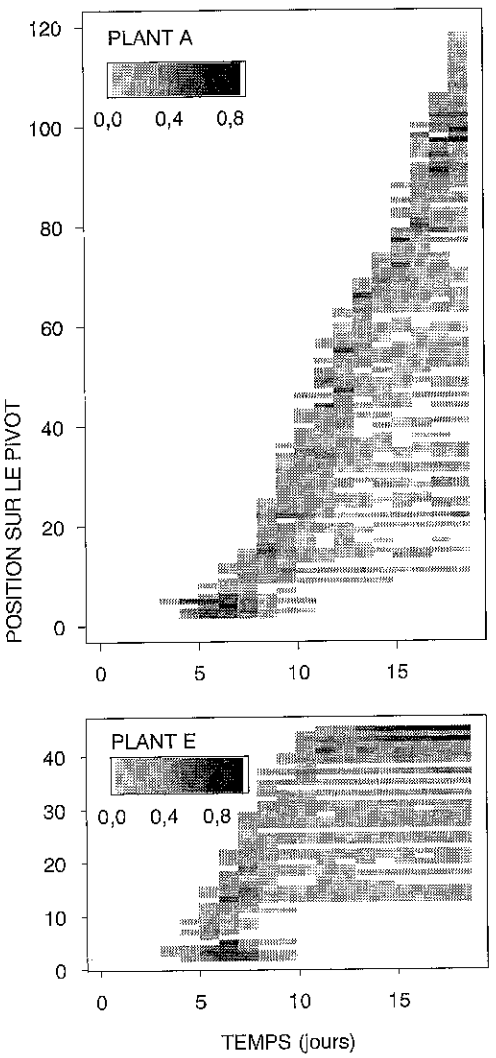

FIG. 6. Croissance en longueur des racines secondaires au cours du temps et en fonction de leur position (rang) le long du pivot. L'intensité du grisé est proportionnelle à l'allongement, exprimé en centimètres par jour.

daire et sa vitesse de croissance, chaque jour, selon l'intensité du grisé. Chacune des plages est repérée à la fois dans le temps (axe des abscisses) et le long du pivot (axe des ordonnées). Lorsque le pivot a une croissance régulière (individu A), les racines latérales ont en général une croissance faible qui dure seulement quelques jours (de 2 à 5 jours environ). Un petit nombre d'entre elles, situées préférentiellement près du collet, ont une croissance plus importante (individus A et E, fig. 6) et (ou) plus durable (individu C en particulier, non représenté). On observe d'ailleurs une corrélation positive entre la vitesse de croissance maximale d'une racine et la durée de croissance de cette racine. Sur l'individu E, dont le pivot s'est arrêté, certaines racines latérales ont été très nettement stimulées dans leur croissance. Cette stimulation est d'autant plus forte que la racine est plus distale.

Parmi l'ensemble de ces racines latérales, une grande majorité présente une croissance typiquement amortie, ou « définie » (fig. 7*a*). D'autres présentent une ou même plusieurs reprises de croissance (fig. 7*b*). D'autres enfin, que l'on a observé dans le cas de l'individu E, acquièrent une croissance à la fois importante et durable, de type « indéfini » (fig. 7*c*). Ces trois types de courbes, avec des nuances, représentent les trois situations observées.

Discussion et conclusion

Comparaison des résultats obtenus avec les données d'autres auteurs

De façon à valider les méthodes présentées, nous avons comparé les caractéristiques du développement racinaire que nous avons observé avec celles décrites par différents auteurs (Champagnat *et al.* 1974; Riedacker *et al.* 1982; Riedacker et Belgrand 1983; Lamond *et al.* 1983; Belgrand *et al.* 1987). Ces comparaisons ne peuvent porter que sur des observations qualitatives ou bien sur des ordres de grandeur de paramètres. Plusieurs facteurs (diversité des origines génétiques des individus, alimentations hydrominérale, variations de température) font que les données ne peuvent pas être comparées de façon très fine.

En ce qui concerne la morphologie générale des systèmes racinaires, nous avons observé des caractéristiques très similaires à celles décrites dans la littérature. Le système racinaire du chêne est très hiérarchisé, avec un pivot orthogéotrope à croissance rapide et indéfinie (au moins pour la période observée) et des racines latérales à croissance subhorizontale généralement beaucoup plus limitée en vitesse et en durée (Riedacker *et al.* 1982). Nous avons observé aussi la croissance un peu particulière (plus importante, durable et oblique) de quelques racines latérales situées près de la base du pivot, initiées à un moment où la vitesse de croissance de celui-ci est encore à un niveau faible. Ce phénomène peut également être renforcé par le fait que les jeunes pivots ont subi une modification de leur direction de croissance suite à leur installation dans le mini-rhizotron. Ces changements de direction imposés au pivot favorisent en effet le développement des racines secondaires (El Hajzein *et al.* 1991).

De même que Belgrand *et al.* (1987), nous n'avons pas observé de relais de pivot, sauf sur l'individu E dont la croissance du pivot s'est arrêtée. Lamond *et al.* (1983) signalent d'ailleurs l'existence de quelques individus dont le pivot s'arrête plus ou moins temporairement de croître. L'influence du pivot étant éliminée (ou diminuée), les racines secondaires ont une croissance nettement promue, et ceci d'autant plus qu'elles étaient jeunes au moment de son arrêt de croissance.

Les données quantitatives de la littérature sur la morphogenèse du système racinaire de chênes pédonculés ont été regroupées au tableau 1, en regard avec nos propres données. Comme les différentes expérimentations n'ont pas toutes été conduites exactement à la même température, mais entre 20 et 25°C, nous avons estimé les vitesses de croissance à 24°C en émettant l'hypothèse d'une proportionnalité de la vitesse de croissance avec la température dans cette gamme peu étendue. Nous voyons que du pont de vue de la croissance du pivot, ainsi que des valeurs de la longueur de la zone apicale non ramifiée, nos résultats sont tout à fait comparables à ceux de la majorité des auteurs. Il faut noter, en outre, que les valeurs extrêmes de la longueur de la zone apicale non ramifiée (4,5 et 10 cm) correspondent à des valeurs bien différentes des vitesses d'allongement du pivot (en moyenne 1,32 et 1,92 cm/jour, respectivement), ce qui conforte nos observations concernant la relative invariance du temps qui s'écoule entre la formation d'un fragment de pivot et sa ramification ultérieure (3,8 jours dans le premier cas, et 5,2 jours dans le second). Pour ce qui est de la densité de ramification le long

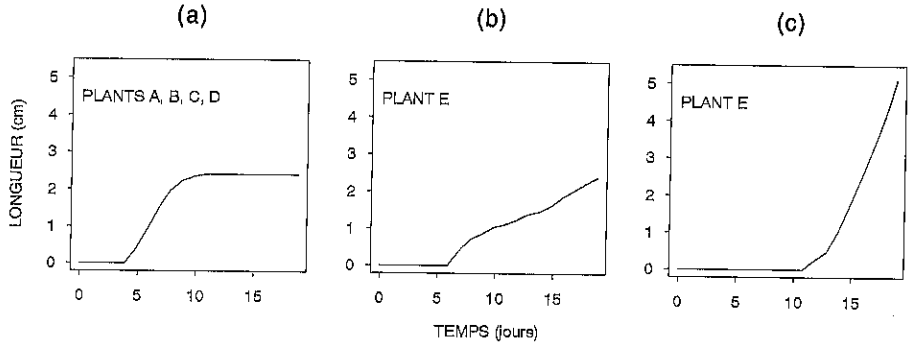

FIG. 7. Les trois types de courbes de longueurs observées parmi les racines secondaires.

TABLEAU 1. Comparaison de nos observations avec les données bibliographiques sur le développement des systèmes racinaires de jeunes chênes

Référence	Méthode	Vitesse de croissance du pivot (cm/jour)	Longueur de la zone apicale non ramifiée (cm)	Densité de racines secondaires (cm^{-1})
Belgrand *et al.* 1987	Mini-rhizotron avec tourbe + sable	2,1	≃7	0,6–2†
Champagnat *et al.* 1974	Caisson de brumisation	1,32*	4,5–5,5	—
Harmer 1990	Tube transparent avec tourbe + perlite	0,5–1,32	—	4–7
Lamond *et al.* 1983	Caisson de brumisation	—	—	5–11
Lamond *et al.* 1983	Mini-rhizotron avec tourbe fertilisée	1,9*	6–10	1,6–4†
Riedacker *et al.* 1982	Mini-rhizotron avec tourbe fertilisée	1,92*	≃10	—
Riedacker et Belgrand 1983	Mini-rhizotron avec tourbe fertilisée	—	—	1,5–2,5†
Nos observations	Mini-rhizotron transparent	1,5–2,5	4–8	3,4–4,7

*Moyenne.
†Racines visibles.

du pivot, on trouve une plus grande disparité des valeurs obtenues. Il semble que celle-ci soit différente selon la technique de culture : caissons de brumisation, rhizotrons avec substrat, rhizotrons que nous présentons. D'après ces données, il est difficile de savoir s'il s'agit véritablement d'une différence morphologique induite par la technique de culture ou si cela provient seulement de ce que certaines racines latérales ne sont pas visibles dans les rhizotrons avec substrat, comme le suggèrent les termes employés par Lamond *et al.* (1983) : « nombre de racines visibles à travers la face transparente du minirhizotron ». Cette comparaison de densité racinaire est néanmoins possible par dégagement et comptage des racines en fin de culture. De cette manière, Jordan (1992) a montré, sur des cultures de maïs en mini-rhizotrons de 20 cm d'épaisseur et 15° d'inclinaison par rapport à la verticale, que moins de la moitié des racines secondaires présentes étaient visibles à travers la face transparente. Si nous doublons les valeurs des densités de ramification obtenues par observation à travers la face transparente de mini-rhizotrons contenant un substrat (Riedacker et Belgrand 1983; Lamond *et al.* 1983; Belgrand *et al.* 1987), les chiffres se rapprochent beaucoup de ceux obtenus avec les autres méthodes. Il reste cependant une différence sensible entre la densité de ramification observée en caissons de brumisation (Lamond *et al.* 1983) et celle que nous obtenons dans nos mini-rhizotrons, alors que ces deux méthodes permettent de voir toutes les racines latérales. Il conviendrait de faire des observations complémentaires pour savoir si ces différences se situent seulement au niveau de l'émergence, ou existent déjà au niveau de l'initiation.

Il est difficile de faire des comparaisons sur la croissance des racines secondaires, étant donné le peu d'informations quantitatives à ce sujet dans la littérature. Ceci est sans doute lié, d'une part, au manque de méthodes pour les observer et surtout, d'autre part, aux difficultés de traitement de l'information obtenue par suivi de leur croissance sur feuille plastique transparente.

Comparaison du dispositif avec d'autres

Le système de culture et d'observation que nous avons présenté possède bien entendu les intérêts propres aux mini-rhizotrons, à savoir, essentiellement, les possibilités de suivi en continu d'un même système racinaire dans un milieu contrôlé et les possibilités d'intervention localisée à la fois dans le temps (à un stade de développement choisi à priori ou à posteriori en fonction du comportement de la plante que l'on observe) et dans l'espace (différenciation du milieu ou intervention sur certains organes choisis). Cette méthode permet donc, à la fois, des descriptions et des expérimentations. Le fait de pouvoir suivre chaque individu en particulier dans le temps permet de mieux comprendre la variabilité observée. Cela permet également de mettre en évidence des invariants temporels, et pas seulement des invariants spatiaux, ce qui peut se révéler très intéressant pour la modélisation de l'architecture (Pagès et Aries 1988).

Un des gros intérêts de ces mini-rhizotrons est la possibilité de voir toutes les racines, y compris les plus fines. Nous avons observé, dans ces systèmes, des racines tertiaires et quaternaires. La difficulté de leur suivi provient davantage de la méthode de traçage que de la possibilité de les voir. Sur le chêne, elles sont en effet très proches les unes des autres et ont des croissances très faibles, de l'ordre du millimètre ou au plus de quelques millimètres par jour. Le tracé que l'on peut faire

de ces racines est trop épais et trop imprécis pour être utilisable dans des études fines de dynamique de croissance. Il conviendrait d'en suivre seulement des échantillons, à l'aide de techniques photographiques. Nous avons souligné le fait que certaines racines secondaires demeurent invisibles dans les mini-rhizotrons avec substrat, parce qu'elles apparaissent derrière la racine primaire et qu'elles ne présentent pas ou peu de gravitropisme positif. Ce fait est encore accentué sur les racines d'ordre 3 et 4, lesquelles sont agéotropes (Riedacker *et al.* 1982). D'autres racines, visibles pendant un moment, « disparaissent » dans le substrat, comme le notent Lamond *et al.* (1983), tandis que d'autres, invisibles au départ, « apparaissent ». Ces phénomènes, qui se traduisent par des interruptions dans les tracés, rendent l'exploitation des données parfois délicate et encore plus longue. Par ailleurs, dans de tels rhizotrons, si une partie du système racinaire pousse contre la face transparente alors qu'une autre pousse à l'intérieur du substrat, on peut avoir différenciation morphologique de ces deux parties, liée à des hétérogénéités du milieu (résistance mécanique à la pénétration, température, humidité, teneur en oxygène notamment). Dans ce cas, on observe une partie non représentative de l'ensemble du système.

Dans notre dispositif sans substrat, le mini-rhizotron est vertical, il n'est évidemment pas nécessaire de l'incliner comme dans le cas des rhizotrons contenant un substrat. À notre connaissance, les effets de cette inclinaison n'ont pas été étudiés en détail. Il est vraisemblable que le fonctionnement du pivot, en particulier, organe orthogéotrope, soit affecté par cette contrainte.

Avant de mettre au point notre dispositif, nous avons fait des essais en utilisant un système proche de celui de Yorke et Sagar (1970). Un papier filtre de couleur noire était placé contre l'une des plaques de plastique, les observations se faisant à travers l'autre plaque, espacée de quelques millimètres. Parmi les racines latérales, celles qui étaient émises du côté du papier filtre et qui poursuivaient leur croissance sur celui-ci avaient un développement nettement plus important que celles émises de l'autre côté, qui restaient courtes, vraisemblablement à cause de différences de disponibilité hydrique (L. Pagès, données non publiées). Le système racinaire latéral était ainsi nettement différencié, ce qui nous a conduit à abandonner la méthode. Dans les mini-rhizotrons proposés ici, toutes les racines poussent contre une mèche de papier, d'un côté ou de l'autre. Nous pensons donc que le milieu de croissance est très homogène du point de vue de sa résistance à la pénétration (faible voire nulle), de sa disponibilité hydrique (potentiel hydrique voisin de 0 car le papier est saturé), de la composition chimique du milieu, et de la disponibilité en oxygène. Du point de vue de l'homogénéité de l'environnement, notre dispositif se rapproche des caissons de brumisation.

Les racines ne restent pas suspendues en l'air dans l'espace entre les plaques, mais se collent soit d'un côté, soit de l'autre, grâce à leurs poils absorbants. Les racines secondaires restent généralement plaquées contre une même face sur toute leur longueur. Leurs ramifications (tertiaires et quaternaires) restent d'ailleurs, en général, sur cette même face. Par contre, il arrive parfois que le pivot change de face. Dans ce cas, la portion de pivot qui n'est pas directement en contact avec le papier présente de longs poils absorbants, qui peuvent atteindre plus de 1 mm. Par ailleurs, la fixation de celui-ci contre le papier se fait à une certaine distance de l'apex, de l'ordre de 2 à 3 cm environ, zone dans laquelle les poils absorbants sont bien développés. Nous avons observé quelquefois des déplacements de la pointe des pivots d'une observation à la suivante (mouvements de nutation décrits par ailleurs : El Hajzein *et al.* 1991). Ce phénomène peut diminuer la précision des relevés.

Pour avoir accès au système racinaire et intervenir sur celui-ci, il convient généralement de séparer les deux plaques. Comme les racines sont fixées à ces plaques, cette opération, que nous avons réalisée dans d'autres essais, entraîne inévitablement des déplacements de racines. Si des suivis de croissance sont effectués conjointement, il devient alors nécessaire de reprendre complètement le tracé après l'intervention. Le traitement informatique, tel que proposé par Colin-Belgrand *et al.* (1989), et que nous avons utilisé ici, devient alors plus complexe.

Expérimentations spécifiques

Compte tenu des différentes remarques formulées ci-haut, nous pensons que la méthode présentée ici est particulièrement bien adaptée aux études (qualitatives et quantitatives) de mise en place de l'architecture racinaire, études qui nécessitent une vision précise et continue de la structure de l'ensemble du système. L'émergence et la croissance des racines secondaires du chêne est difficile à étudier de manière précise sans ce genre de méthode. Ceci est vrai, à fortiori pour les racines d'ordre plus élevé.

Cette méthode peut apporter une contribution notable à l'étude et l'utilisation de la variabilité génétique des caractéristiques de développement racinaire chez de jeunes plantes. Grâce à son faible coût et à sa facilité de mise en oeuvre, elle peut, en effet, être utilisée dans le cadre de programmes de sélection, lesquels nécessitent un nombre important de répétitions. Enfin, elle nous semble également particulièrement adaptée aux études d'interactions entre morphogenèse et nutrition minérale. Dans ce dispositif, il est en effet aisé de faire varier la composition chimique de la solution nutritive et d'évaluer l'impact de ces variations sur le développement, par exemple. Comme toute autre méthode d'étude en milieu contrôlé, elle ne peut évidemment pas fournir de résultats pouvant être directement extrapolés dans d'autres conditions (les conditions de sol, en particulier). Elle est, cependant, un des outils contribuant à l'élaboration d'hypothèses et de théories (ou modèles) à vérifier dans d'autres conditions.

Remerciements

Je remercie Bernard Leboeuf pour sa collaboration technique lors de la conception et de la réalisation des mini-rhizotrons, et Nelly Pierre pour avoir dessiné la figure 1.

Belgrand, M., Dreyer, E., Joannes, H., *et al.* 1987. A semi-automated data processing system for root growth analysis: application to a growing oak seedling. Tree Physiol. **3** : 393–404.

Cahn, M. D., Zobel, R. W., et Bouldin, D. R. 1989. Relationship between root elongation rate and diameter and duration of growth of lateral roots of maize. Plant Soil, **119** : 271–279.

Caldwell, M. M., et Virginia, R. A. 1988. Root systems. *Dans* Physiological plant ecology: field methods and instrumentation. *Éditeurs* : R. H. Pearcy, J. R. Ehleringer, H. A. Mooney et P. Rundel. Chapman and Hall, London. pp. 367–398.

Champagnat, M., Baba, J., et Delaunay, M. 1974. Corrélations entre le pivot et ses ramifications dans le système racinaire de jeunes Chênes cultivés sous un brouillard nutritif. Rev. Cytol. Biol. Vég. **37** : 407–418.

Colin-Belgrand, M., Joannes, H., Dreyer, E., et Pagès, L. 1989. A new data processing system for root growth and ramification

analysis: description of methods. Ann. Sci. For. **46**(Suppl.) : 305–309.

El Hajzein, B., Amin, T., Almhana, C., *et al.* 1991. Influence de déviations du pivot de jeunes plants de chênes méditerranéens. II. Sur le développement de ses racines latérales. Rev. Cytol. Biol. Vég. Bot. **14** : 27–48.

Harmer, R. 1990. Relation of shoot growth phases in seedling oak to development of the tap root, lateral roots and fine root tips. New Phytol. **115** : 23–27.

Huck, M. G., et Taylor, H. M. 1982. The rhizotron as a tool for root research. Adv. Agron. **35** : 1–35.

Jordan, M. O. 1992. Les rhizotrons peuvent-ils être utilisés pour l'étude de la ramification secondaire du maïs (*Zea mays* L.)? Agronomie, **12** : 3–14.

Lamond, M., Tavakol, R., et Riedacker, A. 1983. Influence d'un blocage de l'extrémité du pivot d'un semis de chêne, sur la morphogénèse de son système racinaire. Ann. Sci. For. **40** : 227–250.

Neufeld, H. S., Durall, D. M., Rich, P. M., et Tingey, D. T. 1989. A rootbox for quantitative observations on intact root systems. Plant Soil, **117** : 295–298.

Pagès, L., et Aries, F. 1988. SARAH, modèle de simulation de la croissance, du développement, et de l'architecture des systèmes racinaires. Agronomie, **8** : 889–896.

Riedacker, A. 1974. Un nouvel outil pour l'étude des racines et de la rhizosphère : le minirhizotron. Ann. Sci. For. **31** : 129–134.

Riedacker, A., et Belgrand, M. 1983. Morphogénèse des systèmes racinaires des semis et boutures de chêne pédonculé. Plant Soil, **71** : 131–146.

Riedacker, A., Dexheimer, J., Tavakol, R., et Alaoui, H. 1982. Modifications expérimentales de la morphogénèse et des géotropismes dans le système racinaire de jeunes chênes. Can. J. Bot. **60** : 765–778.

Taylor, H. M., Upchurch, D. R., et McMichael, B. L. 1991. Applications and limitations of rhizotrons and minirhizotrons for root studies. *Dans* The rhizosphere and plant growth. *Éditeurs* : D. L. Keister et P. B. Cregan. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht. pp. 91–97.

Yorke, J. S., et Sagar, G. R. 1970. Distribution of secondary root growth potential in the root system of *Pisum sativum*. Can. J. Bot. **48** : 699–704.