

Faculté des bioingénieurs

Potentiel des isotopes de l'eau pour l'étude de la prise d'eau racinaire par les plantes

Auteur : Houben Martin

Promoteurs : Pr. Mathieu Javaux
Pr. Youri Rothfuss

Lecteurs : Pr. Charles Bielders
Pr. Xavier Draye

Année Académique : 2021 - 2022

Bioingénieur : Sciences et technologies de l'environnement

Remerciements

Je tiens à remercier Mathieu Javaux, mon promoteur, pour m'avoir donné la possibilité de réaliser un mémoire sur un sujet qui m'attirait particulièrement et une grande latitude dans sa réalisation, ainsi que pour ses conseils et avis tout au long du travail.

Je remercie également Youri Rothfuss, mon co-promoteur, pour ses conseils et sa disponibilité malgré la distance, ainsi que les membres de l'*Institute of Biogeosciences (IBG-3) - Agrosphere, Forschungszentrum Jülich* pour la réalisation des analyses, en particulier dans le contexte difficile de la pandémie Covid-19.

Un grand merci à Céline Chevalier et Xavier Draye pour m'avoir donné accès, pour la réalisation de mon expérimentation, à des parcelles utilisées pour la thèse de Céline Chevalier, à la Ferme de Lauzelle.

Merci aux membres du laboratoire *ISOFYS - Department of Green Chemistry and Technology (UGent)*, pour m'avoir donné accès au laboratoire où j'ai pu réaliser les extractions.

Je remercie aussi toutes les personnes qui m'ont aidé par leurs conseils pratiques, en particulier Angelika Kuebert, Sébastien François, Luc Van de Steene.

Merci également à vous lecteurs. Merci à Charles Bielders et Xavier Draye pour le temps consacré à ce mémoire.

Enfin, merci aux membres de ma famille pour leur soutien durant la réalisation de ce mémoire.

Table des matières

1	Introduction	1
2	Culture intercalaire et notion de complémentarité	2
2.1	Extraction racinaire : concept et modélisation	3
2.2	Richard et les modèles d'extraction racinaire	4
2.2.1	Le modèle macroscopique de Feddes (1978)	5
2.3	L'étude de la prise d'eau dans les cultures intercalaires	5
2.4	Les système racinaires du chou	6
2.4.1	Le Wurzelatlas	6
2.4.2	Littérature scientifique	7
3	État de l'art : les isotopes de l'eau	9
3.1	Définition	9
3.2	Notation et mesure de la signature isotopique	9
3.3	Fractionnement isotopique dans l'environnement	10
3.4	Relation entre δ^2H et $\delta^{18}O$	12
3.5	Extraction sous vide et analyse isotopique des échantillons	13
4	Description des différentes approches isotopiques	14
4.1	Utilisation des isotopes naturels pour évaluer la prise d'eau racinaire par les plantes	14
4.1.1	End member mixing models	14
4.1.2	La méthode de l'inférence directe	16
4.2	Isotopes de l'eau comme traceur artificiel : la technique du marquage isotopique . .	18
4.2.1	Définition	18
4.2.2	Le marquage isotopique appliqué aux écosystèmes naturels et agroforestiers	18
4.3	Enrichissement isotopique au sein de la feuille	21
4.4	Conclusion	23
5	Objectifs	24
6	Matériel et méthodes	25
6.1	Site expérimental : Ferme de Lauzelle	25
6.1.1	Organisation spatiale des cultures à la Ferme de Lauzelle	25
6.1.2	Organisation des sous-parcelles : cultures pures et associations	26
6.1.3	Contexte pédologique	27
6.1.4	Plants étudiés et indicateurs pour l'étude de la complémentarité	27
6.2	Expérience de marquage : matériel	28
6.2.1	Choix des cultures étudiées	28
6.2.2	Echantillonnage des feuilles	29
6.2.3	Choix des profondeurs d'injection et attribution aux parcelles	29
6.2.4	Concentration et volumes des eaux de marquage injectés	30
6.2.5	Description des points d'injection du marquage isotopique	30
6.2.6	Mesures des teneurs en eau volumique et tension	31
6.2.7	Disposition des tubes d'injection et tensiomètres	32
6.3	Expérience de marquage : méthode	33
6.3.1	1 ^{re} campagne d'échantillonnage (avant marquage isotopique)	33
6.3.2	Injection de l'eau marquée	34
6.3.3	2 ^{ème} et 3 ^{ème} campagne d'échantillonnage	34

6.3.4	Echantillonnage du sol	36
6.3.5	Extraction cryogénique sous vide	36
6.3.6	Analyse de l'eau extraite	37
6.3.7	Analyse statistique	37
6.4	Modélisation HYDRUS-1D	38
6.4.1	Paramètres de modélisation et période modélisée	38
6.4.2	Données à disposition	38
6.4.2.1	Détermination des paramètres hydrauliques du sol	38
6.4.2.2	Calcul du point du PFP et CAC	39
6.4.2.3	Données tension capteur et teneur en eau	39
6.4.2.4	Calcul de l'évapotranspiration potentielle	39
6.4.3	Calcul de la profondeur racinaire maximale	40
7	Résultats	41
7.1	Résultats des analyses isotopiques et représentation graphique	41
7.1.1	Plants de brocolis	43
7.1.1.1	Mesure de l'effet de la temporalité	43
7.1.1.2	Mesure de l'effet de la pratique culturale	45
7.1.2	Plants de chou	46
7.1.2.1	Mesure de l'effet de la temporalité	46
7.1.2.2	Mesure de l'effet de la pratique culturale	48
7.1.3	Conclusion des analyses isotopiques	49
7.2	Evolution de la tension et teneur en eau	50
7.3	Résultats des modélisations HYDRUS-1D	51
7.3.1	Couples de points teneurs en eau/tension	51
7.3.2	Evolution de la teneur en eau et tension : Parcelle [9.1]	52
7.3.3	Evolution de la teneur en eau et tension : Parcelle [10.2]	53
7.3.4	Evolution de la teneur en eau et tension : Parcelle [9.2]	55
7.4	Conclusion des simulations HYDRUS-1D	56
8	Discussion	57
8.1	Problèmes rencontrés lors de l'extraction	57
8.2	L'incertitude concernant les données fournies par les capteurs de teneurs en eau et la courbe de rétention	57
8.3	Connaissance des caractéristique architecturales du système racinaire	58
8.4	Incertitude quant au comportement de l'eau et du traceur dans le profil de sol	58
8.5	Espacement dans le temps des différentes campagnes d'échantillonnage	59
9	Conclusion	60
A	Bibliographie	62
B	Annexes	68

Liste des figures

1	Modèle du transfert d'eau dans la plante. La plante est représentée par 4 compartiments ,chacun avec un certain potentiel hydrique (Ψ_r des racines, Ψ_{xyl} du xylème Ψ_{evap} , du site d'évaporation Ψ_{cel} , des cellules des feuilles), séparés par des résistances R_{sp} entre le sol et les racines, R_r entre l'interface sol-racine et le xylème, et R_{xl} entre le xylème et le site évaporatif de la feuille. A droite 2 profils théoriques de tension hydrique. En vert quand la plante est alimentée correctement en eau. En orange en déficit hydrique	3
2	Fonction sans dimension $\alpha(h)$. tirée et adaptée de Feddes (1978)	5
3	Exemple de dessin de Lore Kutschera. Ce dernier est celui d'un chou blanc (<i>Brassica oleracea convar. capitata var. capitata f. alba</i>)	7
4	Vision schématique des flux d'eau selectionnés dans un écosystème donné. Les nombres désignent les signatures isotopiques en oxygène. Repris de Werner et Dubbert (2016)	11
5	Valeurs de $\delta^{18}O$ en début et fin de saison du profil de sol interpolé linéairement. Les valeurs de $\delta^{18}O$ du xylème des peupliers sont représentées par la droite verticale	17
6	Graphes tirés de l'étude Kulmatiski <i>et al.</i> (2013). On trouve en axe Y la signature isotopique de l'eau mesurée dans les couronnes racinaires des herbes en fonction des 7 campagnes d'échantillonnage. 1 avant marquage isotopique (temps = 0) et 1 après injection pour la parcelle où l'injection de l'eau marquée s'est faite à 5 cm de profondeur	20
7	Variation spatiale de la composition isotopique $\delta^{18}O$ observée après échantillonnage dans : une feuille d'eucalyptus (<i>Eucalyptus pauciflora</i> (a)), une feuille de bananier (<i>Musa sp.</i>)(b) une tige de cactus (<i>Carnegiea gigantea</i> (c) un brin d'herbe (<i>Miscanthus sinensis</i>) (d) repris de Cernusak <i>et al.</i> (2016)	22
8	Plan parcellaire de la ferme de Lauzelle	25
9	Plan parcellaire de l'expérience de Céline Chevalier	26
10	Photo de parcelle de chou prise le 18 juillet 2020 en culture pure. A droite la position schématique des tubes à injection en rose et des cannes tensiométriques en rouge	32
11	Photo de parcelle de brocoli prise le 18 juillet 2020 en culture pure. A droite la position schématique des tubes à injection en rose et des cannes tensiométriques en rouge	32
12	Photo de parcelle de culture intercalaire prise le 18 juillet 2020 en culture pure. A droite la position schématique des tubes à injection en rose et des cannes tensiométriques en rouge	33
13	Mise sous vide de l'échantillon	36
14	Phase de chauffe de l'échantillon. En rouge, le trajet suivi par l'eau	37
15	Evapotranspiration potentielle [ET0] cumulée journalière sur la période allant du 1/09/2020 au 15/09/2020	40
16	"Dual isotope plot" reprenant les compositions isotopiques en δ^2H et $\delta^{18}O$ des échantillons de brocoli et de sols. Dans ce cas-ci, les échantillons de brocoli sont classés selon la campagne d'échantillonnage.	43
17	"Dual isotope plot" reprenant les compositions isotopiques en δ^2H et $\delta^{18}O$ des échantillons de brocoli et de sols. Dans ce cas-ci, les échantillons de brocolis sont classés selon la culture pratiquée (culture pure/intercalaire) et la profondeur d'injection sur la parcelle	45
18	"Dual isotope plot" reprenant les compositions isotopiques en δ^2H et $\delta^{18}O$ des échantillons de chou et de sols. Dans ce cas-ci, les échantillons de chou sont classés selon la campagne d'échantillonnage.	46

19	"Dual isotope plot" reprenant les compositions isotopiques en δ^2H et $\delta^{18}O$ des échantillons de chou et de sols. Dans ce cas-ci, les échantillons de brocolis sont classés selon la culture pratiquée (culture pure/intercalaire) et la profondeur d'injection sur la parcelle	48
20	Evolution de la teneur en eau mesurée à 10 cm de profondeur sur la période allant du 6/07/2020 au 6/10/2020	50
21	Evolution de la tension mesurée à 10 cm de profondeur sur la période allant du 6/07/2020 au 6/10/2020 en KPa	50
22	La figure reprend les couples de points teneur en eau/pF pour l'ensemble des mesures prises par les 3 sondes. Les points bleus sont les couples de points teneur en eau/pF pour la parcelle [9.1]. Les points oranges sont les couples de points teneur en eau/pF pour la parcelle [10.2]. Les points jaunes sont les couples de points teneur en eau/pF pour la parcelle [9.2]	51
23	Evolution de la tension mesurée à 10 cm en (jaune) comparée à 3 simulations faites avec différentes profondeurs racinaires 10 (en bleu clair)-30 (en gris)-50 (en rouge)-90 cm (bleu foncé). Est aussi représenté sur le graphe le cumul horaire des pluies sous forme d'histogramme. La courbe verte résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs de transpiration potentielle calculées sur base horaire	52
24	Evolution de la teneur en eau mesurée à 10 cm en (jaune) comparée à 3 simulations faites avec différentes profondeurs racinaires 10 (en bleu clair)-30 (en gris)-50 (en rouge)-90 cm (bleu foncé). Est aussi représenté sur le graphe le cumul horaire des pluies sous forme d'histogramme. La courbe verte résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs de transpiration potentielle calculées sur base horaire	52
25	Evolution de la tension mesurée à 10 cm en (jaune) comparée à 3 simulations faites avec différentes profondeurs racinaires 10 (en bleu clair)-30 (en gris)-50 (en rouge)-90 cm (bleu foncé). Est aussi représenté sur le graphe le cumul horaire des pluies sous forme d'histogramme. La courbe verte résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs de transpiration potentielle calculées sur base horaire	53
26	Evolution de la teneur en eau mesurée à 10 cm en (jaune) comparée à 3 simulations faites avec différentes profondeurs racinaires 10 (en bleu clair)-30 (en gris)-50 (en rouge)-90 cm (bleu foncé). Est aussi représenté sur le graphe le cumul horaire des pluies sous forme d'histogramme. La courbe verte résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs de transpiration potentielle calculées sur base horaire	54
27	Evolution de la tension mesurée à 10 cm en (jaune) comparée à 3 simulations faites avec différentes profondeurs racinaires 10 (en bleu clair)-30 (en gris)-50 (en rouge)-90 cm (bleu foncé). Est aussi représenté sur le graphe le cumul horaire des pluies sous forme d'histogramme. La courbe verte résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs de transpiration potentielle calculées sur base horaire	55
28	Evolution de la teneur en eau mesurée à 10 cm en (jaune) comparée à 3 simulations faites avec différentes profondeurs racinaires 10 (en bleu clair)-30 (en gris)-50 (en rouge)-90 cm (bleu foncé). Est aussi représenté sur le graphe le cumul horaire des pluies sous forme d'histogramme. La courbe verte résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs de transpiration potentielle calculées sur base horaire	55
29	Modèle numérique de terrain réalisé dans le cadre du cours de topométrie et photogramétrie	77

Liste des tableaux

1	Tableau reprenant les quelques études ayant mesuré la profondeur racinaire du chou cabus ou brocoli, ainsi que les longueurs racinaires extraites des dessins de Lore Kutschera par Céline Chevalier	7
2	Tableau reprenant les études ayant utilisé les minirhizotrons pour déterminer la profondeur racinaire maximale. Il y est indiqué également la longueur des tubes, la profondeur maximale atteinte par les minirhizotrons ainsi que la classification pédologique selon les auteurs	8
3	Tableau des isotopes de l'Oxygène et Hydrogène avec leur abondance relative repris et adapté de Dawson et al. (2002)	9
4	Tableau reprenant les données d'entrée, les données de sortie ainsi que les outils mathématiques utilisés par les 4 modèles principaux regroupés sous l'appellation End-member mixing models	16
5	Tableau extrait du mémoire de Vincent Potvin reprenant l'analyse granulométrique faite par Pr Bruno Delvaux	27
6	Tableau reprenant les données extraites des dessins de Lore Kutschera par Céline Chevalier	28
7	Tableau reprenant les parcelles d'intérêt pour l'expérience de marquage avec la profondeur d'injection, le nombre de plants sur la parcelle ainsi que la date de plantation	29
8	Tableau reprenant la position des choux et brocolis échantillonnés sur la parcelle ainsi que le nombre d'échantillons récoltés	34
9	Tableau représentant par parcelle le début et la fin de l'injection du marquage	34
10	Tableau reprenant la position des choux et brocolis échantillonnés sur la parcelle ainsi que le nombre d'échantillons récoltés	35
11	Tableau reprenant la position des choux et brocolis échantillonnés sur la parcelle ainsi que le nombre d'échantillons supplémentaires récoltés	35
12	Echantillons n'ayant pas pu être extraits	37
13	Tableau reprenant les valeurs des paramètres hydrauliques obtenus via le "Neural Network prediction" d'HYDRUS-1D	39
14	Tableau reprenant les valeurs de PFP et CAC et la densité apparente calculés par Céline Chevalier	39
15	Tableau reprenant les profondeurs racinaires L_R maximales calculées via les données de sondes et d'évapotranspiration pour les 3 parcelles	41
16	Moyennes et écart-types des δ^2H et $\delta^{18}O$ par campagne d'échantillonnage	44
17	Moyennes et écart-types des δ^2H et $\delta^{18}O$ par injection et culture pratiquée sur la parcelle	45
18	Moyennes et écart-types des δ^2H et $\delta^{18}O$ par campagne d'échantillonnage	47
19	Moyennes et écart-types des δ^2H et $\delta^{18}O$ par injection et culture pratiquée sur la parcelle	48
20	Tableau reprenant les valeurs de tension et de teneur en eau pour la parcelle [9.1] ainsi que celles observées	53
21	Tableau reprenant les valeurs de tension et de teneur en eau pour la parcelle [10.2] modélisées et observées par les sondes	54
22	Tableau reprenant les valeurs de tension et de teneur en eau pour la parcelle [9.2] modélisées et observées par les sondes	56
23	Tableau reprenant les mesures de tension faites via les cannes tensiométriques pour la parcelle [1,1]	77
24	Tableau reprenant les mesures de tension faites via les cannes tensiométriques pour la parcelle [9,1]	78

25	Tableau reprenant les mesures de tension faites via les cannes tensiométriques pour la parcelle [9,2]	78
26	Tableau reprenant les mesures de tension faites via les cannes tensiométriques pour la parcelle [10,2]	78
27	Tableau reprenant les mesures de tension faites via les cannes tensiométriques pour la parcelle [18,2]	79
28	Tableau reprenant les mesures de tension faites via les cannes tensiométriques pour la parcelle [1,3]	79
29	Tableau reprenant les mesures de tension faites via les cannes tensiométriques pour la parcelle [16,3]	79
30	Tableau reprenant les mesures de tension faites via les cannes tensiométriques pour la parcelle [13,4]	80
31	Tableau reprenant les mesures de tension faites via les cannes tensiométriques pour la parcelle [15,4]	80

Liste des sigles

CAC Capacité Au Champ.

CRDS Cavity Ring-down Spectrometer.

FAO Food and Agriculture Organization of the United Nations.

GMWL Global Meteoric Water Line.

IAEA International Atomic Energy Agency.

IRIS Isotope-Ratio Infrared Spectrometer.

IRMS Isotope Ratio Mass Spectrometer.

LMWL Local Meteoric Water Line.

PFP Point de Flétrissement Permanent.

WUE Water Use Efficiency.

1 Introduction

Les changements climatiques et la pression accrue sur les ressources en eau constituent un défi majeur pour les systèmes agricoles actuels et à venir (Glaze-Corcoran et al., 2020). Dans ce contexte, la compréhension plus approfondie et l'identification des sources d'eau impliquées dans la prise d'eau racinaire par les plantes est essentielle afin de développer des pratiques et stratégies agricoles soutenables, plus particulièrement encore dans un climat changeant (Penna et al., 2020). Affiner les connaissances relatives à l'activité du système racinaire des plantes est également d'une grande importance car elle détermine de manière importante sa capacité à capter les ressources édaphiques nécessaires à son développement variant d'une espèce à l'autre (Dorlodot et al., 2007).

Pour aider à répondre à ces questions, un ensemble de méthodes utilisant les isotopes de l'eau comme traceur, principalement H^2 et le O^{18} ont été développées. Un traceur est une substance dont l'abondance naturelle dans l'environnement est faible mais dont le comportement chimique est analogue à d'autres composés d'intérêt (Hoekstra et al., 2014) tout en ne modifiant pas le comportement de ces derniers (Dawson et al., 2002). Ces méthodes, dont l'intérêt qui leur est porté par la communauté scientifique est croissant depuis les années 80 (Rothfuss et Javaux., 2017), peuvent être divisées grossièrement en 2 groupes. Les techniques dites de marquage qui visent à modifier artificiellement la signature en isotopes dans l'environnement, avec pour objectif de contraindre la description de la prise d'eau, lorsque le marquage est ciblé dans le sol (Kumalstiki et al., 2010), et un second groupe qui reprend un ensemble de méthodes qui visent à utiliser la variabilité de la signature naturellement observable. Dans ce dernier groupe, on trouve les méthodes qui visent à déterminer la contribution relative des différentes sources à la prise d'eau racinaire via l'utilisation de modèles statistiques, que l'on regroupe sous l'appellation de "End member mixing models", ainsi que la méthode d'inférence directe, qui consiste en une méthode graphique permettant de déterminer la profondeur moyenne de prise d'eau racinaire (Rothfuss et Javaux., 2017).

Là où ces différentes méthodes tirent leur force, c'est qu'elles peuvent être employées de manière individuelle ou couplée. Par exemple, les études de Kumalstiki et al. (2010) et Wu et al. (2018) ne font appel qu'à une seule des méthodes contrairement à l'étude de Grossiord et al. (2014) où les méthodes de marquage et d'inférence directe sont utilisées simultanément pour déterminer la profondeur d'absorption de différentes variétés d'arbres dans une plantation mixte. Outre cet aspect, un aperçu de la littérature nous permet de comprendre que le domaine d'application de ces méthodes est large. Ces dernières sont applicables aussi bien pour différents types de climat, tempéré (Grossiord et al., 2014; Link et al., 2015), semi-aride (Kumalstiki et Beard., 2013) ou désertique (Guo et Zhao., 2020) que pour différents types de plantes, comme les arbres (Link et al., 2015; Volkmann et al., 2015; Huo et al., 2020), les herbes ou plantes diverses (Wu et al., 2018; Corneo et al., 2018) ou des écosystèmes naturels (Beyer et al., 2016; Dubbert et al., 2014), des mono cultures de riz (Mahindawansa et al., 2018) ou de maïs (Wu et al., 2021). Ceci n'étant qu'un faible échantillon des possibilités.

Ce mémoire tente d'évaluer le potentiel d'une de ces méthodes, plus précisément le marquage isotopique, jugée a priori plus adéquate, lorsque appliquée à des variétés de plantes de type maraichères en cultures pures et en cultures intercalaires. L'objectif principal est d'établir un protocole expérimental qui nous permettrait d'obtenir de l'information concernant l'extraction racinaire. Selon nos recherches, aucun protocole fixe concernant les expériences de marquage n'existe à l'heure actuelle. Pour répondre à cet objectif, nous nous grefferons sur une expérience faite par Céline Chevalier dans le cadre de sa thèse, qui sera décrite plus largement dans la suite de ce mémoire.

2 Culture intercalaire et notion de complémentarité

La culture intercalaire ou association de cultures est la pratique agricole qui vise à cultiver au minimum 2 espèces différentes sur une même parcelle agricole pour une période de temps donnée (Glaze-Corcoran et al., 2020). Les cultures intercalaires sont catégorisées selon l'organisation spatiale des différentes cultures sur la parcelle et la période à laquelle les cultures constitutives de la culture intercalaire sont récoltées (Geilfus et al., 2019). L'intérêt des cultures intercalaires est de promouvoir une communauté diversifiée de plants de manière à favoriser les relations de complémentarité qu'il pourrait y avoir (Duchene et al., 2017).

Le concept de complémentarité en écologie suggère que les plantes diffèrent dans leur manière de capter et utiliser les ressources, diminuant les compétitions interspécifiques (Duchene et al., 2017). permettant ainsi d'améliorer le fonctionnement global de l'écosystème (Barry et al., 2019). Derrière ce concept de complémentarité, on trouve une série de concepts. Pour Barry et al. (2019), le concept de complémentarité reprend les trois concepts suivants :

1. **Le partitionnement des ressources** : Les individus utilisent des puits de ressources différents. Ce partitionnement peut être subdivisé en :
 - **le partitionnement spatial** : signifie que les processus de prise de nutriments se localisent à différents endroits dans la rhizosphère.
 - **le partitionnement temporel** : signifie que les individus captent les ressources sur des périodes suffisamment espacées l'une de l'autre, limitant la compétition pour les ressources
 - **le partitionnement chimique** : fait référence à la capacité des espèces à mobiliser différentes formes chimiques de nutriments.
2. **La facilitation abiotique** : les espèces diffèrent dans leur capacité à altérer leur environnement immédiat au bénéfice d'autres espèces.
3. **Les feedbacks biotiques** : Les espèces diffèrent dans leurs interactions avec des espèces appartenant à des niveaux trophiques différents.

Il est intéressant de noter que la définition de complémentarité et donc l'ensemble des processus qu'il englobe diffère selon les auteurs. Pour s'en rendre compte il faut étudier la place qu'est donné au concept de facilitation dans la littérature.

Glaze-Corcoran et al. (2020) dans leur review, utilisent une autre approche pour classer les interactions entre différents individus dans un écosystème. Pour eux, les interactions entre les différents individus dans un système intercalaire peuvent être classées en interactions passives ou actives.

Pour Glaze-Corcoran et al. (2020), l'effet complémentaire est le résultat d'interactions passives qui permettent une utilisation efficace de ressources limitées. Une interaction passive est une interaction entre divers individus qui n'entraînent pas un changement de leurs comportements respectifs (Glaze-Corcoran., 2020). Ceci concerne aussi bien les ressources captées par la partie aérienne ou souterraine de la plante. Sous cette définition, les auteurs considèrent que seul le partitionnement des ressources peut être considéré comme faisant partie du concept de complémentarité.

Outre le fait que selon leur définition la Facilitation abiotique n'est pas incluse dans le concept de facilitation . pour eux la complémentarité ne suggère pas automatiquement que cela permette un meilleur fonctionnement global de l'écosystème contrairement à Barry et al., (2019).

La facilitation abiotique quant à elle regroupe l'ensemble des interactions qui permettent aux plantes du système intercalaire de mieux "performer" comparativement à ces mêmes plants, si

cultivés en mono-culture.

On voit donc que en fonction des auteurs, la définition de la complémentarité ainsi que l'ensemble des processus qu'elle regroupe diffère. Ceci nous oblige à porter un regard critique à ce que les différents auteurs, ayant étudié les cultures intercallaires, définissent comme étant de la complémentarité et les processus qu'elle englobe. Il en va de même pour les indicateurs que ces auteurs utilisent pour mesurer la performance des cultures interclaires. Cette performance ou "effet complémentaire" (selon la définition de Barry et al. (2019)) d'un écosystème se mesure généralement, dans la littérature scientifique, via une série d'indicateurs qui permettent de mesurer si la performance d'un mélange d'espèces végétales est supérieur aux performances attendues de ces mêmes espèces (constitutives du mélange en question), une fois cultivées en monoculture (Barry et al., 2019).

2.1 Extraction racinaire : concept et modélisation

Le mécanisme fondamental qui permet le mouvement à travers la plante repose sur le principe de tension-cohésion, théorie qui stipule que l'eau est extraite passivement du sol vers l'atmosphère, sous forme de vapeur, à travers la plante (Javaux et al., 2017). La diffusion de l'eau sous forme de vapeur par les stomates de la plante provoque une évaporation d'eau présente sur la surface des tissus à l'intérieur de la feuille. En s'évaporant la tension au sein du xylème augmente, et par le principe de tension cohésion, se propage jusque différents segments qui composent le système racinaire (Lobet et al., 2014).

Le mouvement de l'eau du sol vers l'atmosphère dépend donc de son statut énergétique dont les différents composants sont repris dans le concept de potentiel hydrique (dont la notation mathématique est la lettre Ψ (voir figure 1)). L'eau se déplace suivant le gradient de potentiel hydrique, se déplaçant d'un point où le potentiel hydrique est plus élevé vers un point où le potentiel hydrique est plus faible. Si l'ouverture stomatale dépend du potentiel hydrique de l'eau dans la feuille, elle dépend également de l'interaction entre différents composés chimiques produits par la plante en interaction avec les conditions micro-climatiques ressenties par la feuille (Tardieu et al., 2014).

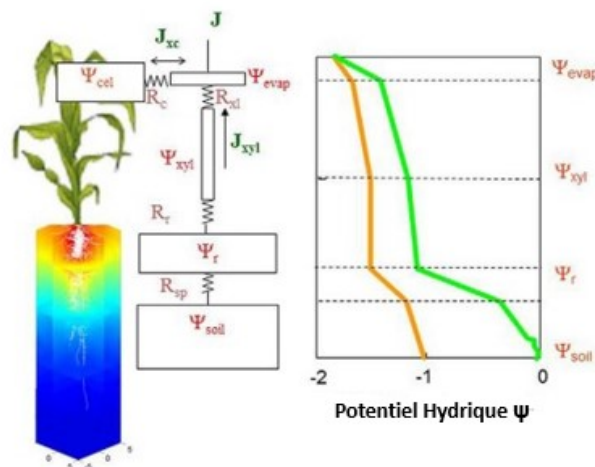


FIGURE 1: Modèle du transfert d'eau dans la plante. La plante est représentée par 4 compartiments, chacun avec un certain potentiel hydrique (Ψ_r des racines, Ψ_{xyl} du xylème, Ψ_{evap} , du site d'évaporation, Ψ_{cel} , des cellules des feuilles), séparés par des résistances R_{sp} entre le sol et les racines, R_r entre l'interface sol-racine et le xylème, et R_{xl} entre le xylème et le site évaporatif de la feuille. À droite 2 profils théoriques de tension hydrique. En vert quand la plante est alimentée correctement en eau. En orange en déficit hydrique

En plus du concept de potentiel hydrique, les modèles de transfert d'eau dans les plantes, pose l'existence d'une série de résistances entre les différents compartiments de la plante, comme montré dans la figure 1. L'importance du système racinaire dans la prise d'eau par la plante réside dans son architecture spatiale et la distribution des conductances hydrauliques (par définition, l'inverse d'une résistance) le long de ses axes racinaires et ramifications (Javaux et al., 2017). Outre l'importance de l'architecture racinaire, la distribution et la quantité d'eau dans le sol jouent un rôle crucial dans la prise d'eau par la plante, particulièrement quand le sol est non-saturé (Lobet et al., 2014).

Dans la section suivante, nous décrirons brièvement l'équation mathématique modifiée de Richards dont la résolution permet de décrire la distribution de l'eau dans un sol non-saturé et la modification qui lui est faite pour intégrer la prise d'eau racinaire.

2.2 Richard et les modèles d'extraction racinaire

L'équation de Richard est une équation aux dérivées partielles non linéaires dont la forme en 3D est la suivante (Javaux et al., 2013) :

$$\frac{\delta\theta}{\delta t} = \nabla \cdot [K(h)\nabla h] + \frac{\delta k(h)}{\delta z} - S \quad (1)$$

avec θ qui représente la teneur en eau volumique [$L^{-3}L^{-3}$], z la coordonnée verticale [L], h la tension de l'eau [L] et $K(h)$ le tenseur de conductivité hydraulique [LT^{-1}] qui représente l'aptitude du média poreux à propager l'eau en 3 dimensions. Les 2 premiers termes de l'équation décrivent la redistribution d'eau entre 2 endroits ou couches du sol tandis que le terme S est le terme dédié à l'extraction racinaire [$L^3L^{-3}T^{-1}$] (Javaux et al., 2017). Le caractère non linéaire de l'équation est du au fait fait que les fonctions paramétriques qui lient $k-\theta$ et $\theta-h$ sont elle-mêmes des fonctions non linéaires de la variable h (Kumar et al., 2014).

La fonction paramétrique qui lie $\theta-h$ est appelée courbe de rétention et a été établie par Mualem-Genuchten (1980) qui peut être réécrite de la manière suivante (Schneider et al., 2010) :

$$\frac{\theta - \theta_r}{\phi - \theta_r} = \Theta = \left[\frac{1}{1 + |\alpha h|^n} \right]^m \quad (2)$$

avec Θ la teneur en eau normalisée. θ_r la teneur en eau résiduel et ϕ la teneur en eau à saturation. α, n, m sont des paramètres spécifiques du sol

La fonction paramétrique qui lie $\theta-k$ ou courbe de conductivité hydraulique, également établie par Mualem-van-Genuchten (1980), a comme forme :

$$K(\Theta) = K_s \Theta \left(1 - \left(1 - \Theta^{\frac{1}{m}} \right) \right) \quad (3)$$

Avec K_s la conductivité hydraulique à saturation [$L.T^{-1}$].

La distribution de l'eau dans un sol, sur base de l'équation de Richards, peut être déterminée via l'utilisation de méthodes numériques qui nécessitent que l'on fixe des conditions initiales et aux limites du système-sol que l'on étudie (Kumar et al., 2014). Pour déterminer le terme relatif à l'extraction racinaire, 2 approches principales existent à ce jour (Javaux et al., 2017) :

- Une approche dite microscopique qui intègre l'architecture racinaire en 3 dimensions ainsi que la distribution des conductances le long du système racinaire (Javaux et al., 2017). Dans cette approche, chaque racine ou segment de racine est modélisé comme étant composé d'une

série de résistances axiales et radiales (Scheinder et al., 2010). Ces modèles sont généralement coûteux en puissance de calcul et nécessitent un grand nombre de paramètres.

- Une autre approche, dite macroscopique, qui vise à développer des modèles empiriques donc sans aucune base physique ou biologique mais plus facile à employer.

Dans la sous-section suivante, nous nous intéresserons plus particulièrement au modèle macroscopique de Feddes (1978) car il sera utilisé par la suite.

2.2.1 Le modèle macroscopique de Feddes (1978)

Pour modéliser la prise d'eau racinaire dans le cadre de ce mémoire, nous utiliserons la fonction de stress de Feddes (1978). La fonction de Feddes (1976) permet d'établir un profil d'extraction racinaire uniquement sur base des valeurs de tension. Sa forme est la suivante :

$$S(h(z)) = \alpha(h).b(z).T_p \quad (4)$$

Avec $S(h(z))$ l'extraction racinaire à une profondeur z [$m^3.m^{-3}.T^{-1}$], $b(z)$ la distribution racinaire, T_p la transpiration potentielle. $\alpha(h)$ une fonction sans dimension qui dépend de la tension h dont la forme est la suivante

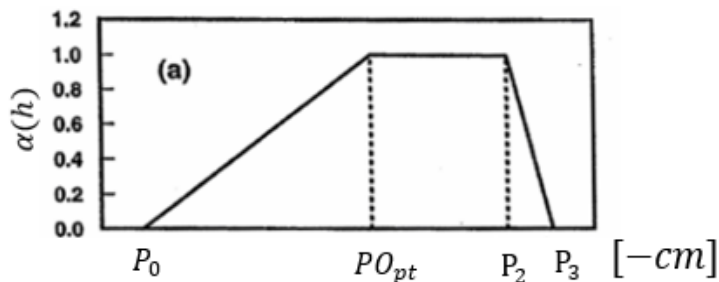


FIGURE 2: Fonction sans dimension $\alpha(h)$. tirée et adaptée de Feddes (1978)

$P_0, P_{0_{pt}}, P_2, P_3$ avec ($P_0 > P_{0_{pt}} > P_2 > P_3$). P_0 représente la valeur de tension proche de la saturation, P_3 proche du point de flétrissement permanent. L'ensemble des valeurs comprises entre $P_{0_{pt}}$ et P_2 représentent donc les valeurs de tension pour lesquelles $\alpha(h)$ est maximal, et par conséquent l'extraction racinaire.

Pour simplifier son utilisation, nous ferons l'hypothèse d'un système racinaire de type rectangulaire. En posant cela, l'équation 18 devient :

$$S(h) = \alpha(h).b.T_p \quad (5)$$

avec $b = \frac{1}{L_R}$, L_R la longueur maximale racinaire.

Nous utiliserons les valeurs par défaut fournies pour les choux par HYDRUS-1D, elles-mêmes tirées des travaux de Wesseling (1991) et Taylor et Ashcroft (1972). Les valeurs de tension sont respectivement pour $P_0, P_{0_{pt}}, P_2, P_3$ de -10, -25, -600, -10000.

2.3 L'étude de la prise d'eau dans les cultures intercalaires

De manière générale, dans la littérature scientifique, l'étude de la prise d'eau par les plantes dans le cadre de cultures intercalaires suit l'approche par indicateur comme décrit précédemment. Il est

intéressant de noter la faible pluralité d'indicateurs employés pour mesurer l'extraction racinaire pour les systèmes intercalaires. La review faite par Yin et al. (2020), dont l'objectif était d'étudier l'utilisation de l'eau par les plantes dans les systèmes intercalaires nous montre qu'un indicateur en particulier est généralement employé. Cet indicateur est le "water use efficiency" (WUE) qui existe sous différentes déclinaisons.

Le WUE est défini comme le ratio entre la production de biomasse ou gain en carbone et l'unité de volume d'eau consommée (Chapagain et Riseman., 2015). Les différentes déclinaisons de cet indicateur font référence à ce que considèrent les différents auteurs comme l'"eau consommée". Par exemple, sur base de cette définition, VanLoocke et al. (2012) définissent 3 manières de calculer le WUE. Ils considèrent que l'eau consommée est soit la quantité d'eau totale apportée par irrigation, soit la quantité d'eau évapotranspirée ou l'eau totale transpirée.

On voit apparaître rapidement les limites de cette approche par cet indicateur. Il est difficile de déterminer un indicateur de manière absolue, qui puisse incorporer l'ensemble des processus sous-jacents à l'extraction racinaire, et par conséquent, il ne permet pas de distinguer, si la performance du système intercalaire étudié serait due à une potentielle complémentarité ou due à de la facilitation.

Il est par exemple interpellant de constater que cet indicateur ne nous fournit pas et ne prend aucunement des informations concernant les caractéristiques du système racinaire tel que son activité ou sa configuration spatiale et l'effet éventuel que pourrait avoir sur ces dernières, la pratique de la culture intercalaire. La connaissance de la configuration spatiale du système racinaire d'une plante est pourtant essentielle, car la position des racines et leur étendue dans le sol définissent de manière importante la limite maximale d'eau que peut extraire la plante (Lobet et al., 2014).

C'est à travers ce constat et cette critique que l'utilisation des isotopes dans l'étude de la prise d'eau racinaire en culture intercalaire prend toute sa pertinence. Par la pluralité des approches qu'elle permet, elle a le potentiel d'apporter des réponses quant aux effets des cultures intercalaires et d'obtenir des informations quant à la configuration spatiales des plants étudiés, dans ce cas-ci le chou blanc et brocoli, dont on dispose peu d'information.

2.4 Les système racinaires du chou

La section présente l'état actuelle des connaissances concernant la structure racinaire du Chou cabus et du brocoli. On s'intéressa plus particulièrement aux données relatives à la profondeur racinaire maximal qui seront utilisées dans la suite de ce mémoire.

2.4.1 Le Wurzelatlas

Les caractéristiques architecturales foliaires et racinaires ont été extraites du Wurzelatlas de Kutschera et al. Le Wurzelatlas est une collection de dessins en 2 dimensions, de systèmes racinaires et foliaires de plus de 1000 plantes (cultivables et non cultivables) <https://images.wur.nl/digital/collection/coll13/id/988/rec/5> . Des dessins de Lore Kutschera il est possible de tirer essentiellement les données suivantes :

- La hauteur (H) et largeur (W) du système foliaire
- La profondeur (D) et l'étendue (S) du système racinaire

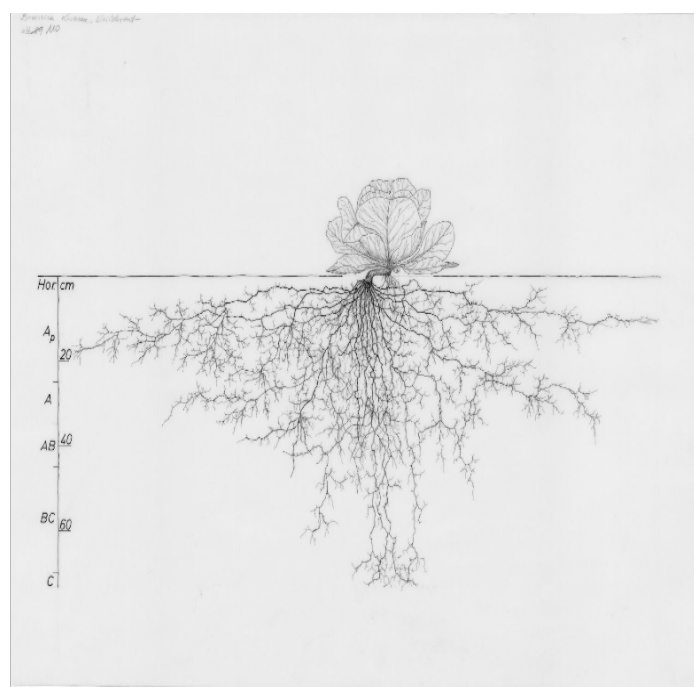


FIGURE 3: Exemple de dessin de Lore Kutschera. Ce dernier est celui d'un chou blanc (*Brassica oleracea* convar. *capitata* var. *capitata* f. *alba*)

2.4.2 Littérature scientifique

Tableau 1: Tableau reprenant les quelques études ayant mesuré la profondeur racinaire du chou cabus ou brocoli, ainsi que les longueurs racinaires extraites des dessins de Lore Kutschera par Céline Chevalier

Source	chou variétés	info. extraites profondeur système racinaire	profondeur [cm]
Fao (2021)	<i>Brassica oleracea</i> L. convar. <i>capitata</i> var. <i>capitata</i> f. <i>alba</i> (chou cabus blanc)	profondeur max	40-50
Lore Kutschera	<i>Brassica oleracea</i> L. convar. <i>capitata</i> var. <i>capitata</i> f. <i>alba</i> (chou cabus blanc)	profondeur max	67
Hefner et al. (2019)	<i>Brassica oleracea</i> L. convar. <i>capitata</i> (L.) Alef. var. <i>alba</i> DC (chou cabus blanc)	profondeur moyenne	165
Hefner et al. (2020)	<i>Brassica oleracea</i> L. convar. <i>capitata</i> var. <i>capitata</i> f. <i>alba</i> (chou cabus blanc)	profondeur max	100-125
Kristensen et Thorup-Kristensen. (2007)	<i>Brassica oleracea</i> L. convar. <i>capitata</i> var. <i>capitata</i> f. <i>alba</i> (chou cabus blanc)	profondeur min	250
Tanwar et al. (2014)	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>italica</i> Plenck (brocoli)	profondeur max	34
Lore Kutschera	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>italica</i> Plenck (brocoli)	profondeur max	89

Le tableau 1 ci-dessous reprend des mesures de profondeurs de système racinaire réalisées dans différentes études portant sur le chou et le brocoli.

On voit que la profondeur maximale observable d'une variété de chou peut grandement varier d'une étude à l'autre. Si on regarde les cas extrêmes, dans le cas du chou cabus blanc, selon la Fao (2021), la profondeur maximale du système racinaire se situe entre 40 à 50 cm, tandis que dans l'étude de Kristensen et Thorup-Kristensen. (2007), la plupart des systèmes racinaires atteignent juste avant récolte, une profondeur minimale de 240 cm. Pour le brocoli, les profondeurs maximales varient de 34 cm pour l'étude de Tanwar et al. (2014) et 89 cm selon les dessins de Lore Kutschera.

Une des raisons qui explique la grande variabilité observée au niveau des profondeurs racinaires est le fait que les études citées ci-dessus se sont déroulées avec des conditions et/ou contraintes expérimentales différentes. Le développement et la croissance racinaire (définis comme l'initiation, l'allongement et le développement de nouveaux axes radiculaires (Lynch et al., 2012)) ne dépendent pas uniquement de facteurs intrinsèques à la plante mais également de facteurs environnementaux. Parmi ces derniers, on trouve la distribution des nutriments dans le sol, la texture du sol mais également sa densité et compacité, la distribution et disponibilité de l'eau dans le sol, la salinité, etc. (Malamy., 2005)

A noter également que les mesures des longueurs des systèmes racinaires n'ont pas été faites via la même méthodologie. Dans les études de Hefner et al. (2019) et Kristensen et Thorup-Kristensen. (2007), ils ont utilisé des minirhizotrons. Ces derniers sont des tubes en verre de longueur et diamètre variables creux que l'on insère inclinés dans le sol (généralement avec un angle d'insertion de 30 degrés par rapport à la verticale). La surface en verre du tube est subdivisée en carrés de longueur identique qui font office de graduation. La profondeur racinaire est déterminée par calcul trigonométrique, en rapportant le nombre de carrés nécessaires pour atteindre la profondeur racinaire, converti en longueur, que l'on multiplie par le cosinus de l'angle d'insertion du tube par rapport à la verticale. Le tableau 2 ci-dessous, reprend les études citées plus haut ayant utilisé des minirhizotrons pour mesurer la profondeur racinaire. Il est intéressant de voir que malgré le même techniques de mesures racinaire et types de sols, les profondeurs racinaires mesurées varient significativement.

Tableau 2: Tableau reprenant les études ayant utilisé les minirhizotrons pour déterminer la profondeur racinaire maximale. Il y est indiqué également la longueur des tubes, la profondeur maximale atteinte par les minirhizotrons ainsi que la classification pédologique selon les auteurs

source	longueur des minirhizotrons [cm]	profondeur max. atteinte [cm]	classification pédologique
Hefner et al. (2020)	150 ou 200	240	sablo-limoneux
Hefner et al. (2019)	300	250	sablo-limoneux
Kristensen et Thorup-Kristensen. (2007)	150 ou 300	120	sablo-limoneux

L'étude de Tanwar et al. (2014), avait pour objectif d'évaluer l'effet de bioinoculants et d'engrais phosphaté sur le développement et la croissance du brocoli. Contrairement aux études précédentes, celle-ci a été réalisée en serre dans des pots sur substrat de sol. Pour en déterminer la profondeur racinaire, ces derniers ont été retirés manuellement des pots, pour être ensuite lavés et colorés.

En conclusion, on voit que les rares études qui fournissent une information concernant la profondeur du système racinaire permettent de mettre en évidence que la profondeur racinaire du chou et du brocoli ne peut pas être connue de manière absolue et dépend de facteurs environnementaux propres à l'expérimentation.

3 État de l'art : les isotopes de l'eau

3.1 Définition

Le nombre de protons dans le noyau atomique définit la place de l'élément dans le tableau périodique des éléments. Chacun des éléments possède généralement un ou plusieurs isotopes (Barbeta et al., 2018). Les isotopes sont définis comme l'ensemble des éléments chimiques qui occupent la même place dans le tableau périodique mais qui diffèrent par leur nombre de neutrons.

Les isotopes peuvent être classés en deux catégories : radiocatifs ou stables. Il s'agit d'isotopes radiocatifs quand le noyau des ces derniers se "désintègre", signifiant que le nombre de neutrons au sein du noyau diminue au cours du temps (Tiwari et al., 2015). Lorsque le nombre de neutrons reste stable dans le temps, il s'agit alors d'isotopes stables.

Les atomes d'hydrogène et d'oxygène qui composent l'eau, possèdent chacun des isotopes naturellement présents qui diffèrent par leur abondance relative, résumée dans le tableau 3 suivant (Dawson et al., 2002).

Tableau 3: Tableau des isotopes de l'Oxygène et Hydrogène avec leur abondance relative repris et adapté de Dawson et al. (2002)

Elément chimique	Isotopes	abondance relative(%)
Oxygène	^{18}O	0.204
	^{17}O	0.037
	^{16}O	99.759
Hydrogène	^2H	0.0156
	^1H	99.984

La molécule d'eau existe donc sous différentes déclinaisons qui se distinguent par la nature des isotopes qui la composent. On parle dès lors de "isotopologues". Les 3 isotopologues les plus répandus dans l'environnement sont $^1\text{H}_2^{16}\text{O}$, HD^{16}O et le $^1\text{H}_2^{18}\text{O}$ (Barbeta et al., 2018).

3.2 Notation et mesure de la signature isotopique

La signature isotopique est définie comme la différence relative entre des ratios isotopiques. c-à-dire le rapport entre le nombre d'isotopes rares et le nombre d'isotopes abondants de l'élément chimique d'intérêt.

Son expression mathématique généralisée, pour les isotopes stables est la suivante (Coplen et al., 2011) :

$$\delta^{i/j}E_{P,Q} = \frac{R(\frac{i}{j}E)_P - R(\frac{i}{j}E)_Q}{R(\frac{i}{j}E)_Q} = \frac{R(\frac{i}{j}E)_P}{R(\frac{i}{j}E)_Q} - 1 \quad (6)$$

On mesure donc une différence relative entre des ratios isotopiques "R" de 2 isotopes "i" et "j" ("i" ayant la plus grande masse des deux isotopes étudiés) de l'élément chimique étudié "E", pour 2 échantillons "P" et "Q". L'échantillon "Q" étant généralement un échantillon de référence.

Pour la molécule d'eau, il existe 2 ratios isotopiques de référence :

1. Le premier, pour l'hydrogène défini comme le ratio iso. : $R(\text{H}^2/\text{H}^1)$ dont la valeur est $155.76 \pm 0.05 \times 10^6$.
2. Et le second, pour l'oxygène défini comme le ratio $R(\text{O}^{18}/\text{O}^{16})$ et qui prend comme valeur $2005.20 \pm 0.45 \times 10^6$.

Les signatures isotopiques sont exprimées en [‰], en raison de leurs faibles valeurs dans l'environnement (Dawson et al., 2002). Ces valeurs sont basées sur les travaux de Harmon Craig et utilisées depuis 1967 par l'Agence Internationale de l'Energie Atomique sous l'appellation VSMOW (Vienna standard mean ocean water) (Gonfiantini., 1971).

$$\delta^{18/16}\text{O}_{\text{chantillon}/\text{VSMOW}} = \left(\frac{R(\frac{^{18}\text{O}}{^{16}\text{O}})_{\text{chantillon}}}{R(\frac{^{18}\text{O}}{^{16}\text{O}})_{\text{VSMOW}}} - 1 \right) \times 1000 \quad [\text{‰}] \quad (7)$$

$$\delta^{2/1}\text{H}_{\text{chantillon}/\text{VSMOW}} = \left(\frac{R(\frac{^2\text{H}}{^1\text{H}})_{\text{chantillon}}}{R(\frac{^2\text{H}}{^1\text{H}})_{\text{VSMOW}}} - 1 \right) \times 1000 \quad [\text{‰}] \quad (8)$$

3.3 Fractionnement isotopique dans l'environnement

Le fractionnement isotopique est défini comme la modification du rapport entre l'isotope le plus lourd et l'isotope le plus léger (c'est-à-dire le rapport R présent dans l'équation (7) et (8)) entre le réactant et le produit (Dawson et al., 2002). Dans le cas des isotopes stables de l'eau, le fractionnement isotopique peut être catégorisé en 2 types (Barnes et Allison., 1998) :

a) Le fractionnement isotopique à l'équilibre a pour conséquence de provoquer une différence de la signature isotopique entre l'eau liquide et la vapeur d'eau en équilibre avec cette dernière (Barnes et Allison., 1998). A l'état liquide, les isotopologues contenant les isotopes les plus lourds sont liés aux autres molécules d'eau par des ponts hydrogène plus importants que les isotopologues contenant les isotopes les plus légers (Marshall et al., 2007).

b) Le fractionnement cinétique quant à lui résulte de la différence des diffusivités des différents isotopologues dans un système ouvert qui ne se trouve pas à l'équilibre thermo-dynamique (Barnes et Allison., 1998). Les isotopologues contenant les isotopes les plus lourds diffusent plus lentement au sein d'une même phase comparativement aux isotopologues les plus légers (Marshall et al., 2007).

La conséquence du fractionnement isotopique est que cela participe à la variabilité spatio-temporelle de la signature isotopique de l'eau observable dans un écosystème (voir figure 4). Cette variabilité spatio-temporelle s'observe au niveau de l'écosystème et de ses différents sources et puits d'eau qui le composent, mais également au sein d'un même compartiment de l'écosystème comme le sol (Werner et Dubbert., 2016).

Zimmerman et al. (1967) ont été les premiers à formuler analytiquement l'effet du fractionnement isotopique sur la composition isotopique de l'eau du sol.

Zimmerman et al. (1967) montrèrent que dans le cas d'un sol sableux saturé duquel s'évapore l'eau à un flux constant, la signature isotopique de l'eau du sol est maximale à la surface du sol et décroît exponentiellement avec la profondeur (Rothfuss et Javaux., 2017).

Barnes et Allison (1998) montrèrent que dans le cas d'un sol non saturé, le profil isotopique suit le profil obtenu par Zimmerman et al. (1967) jusqu'à atteindre un maximum à une certaine pro-

fondeur dans le sol, avant de décroître au fur et à mesure que l'on s'approche de la surface du sol.

Cette variabilité spatio-temporelle de la composition isotopique de l'eau du sol a une grande importance, car elle permet de distinguer, sur base de leurs signatures isotopiques, les potentielles sources d'eau qui contribuent à la prise d'eau racinaire par la plante et leur évolution dans le temps. Ces sources d'eau peuvent être, par exemple, de l'eau provenant de différentes couches de sol, de l'eau de pluie ou de l'eau provenant d'un cours d'eau à proximité (Rothfuss et Javaux., 2017).

C'est en exploitant cette observation qu'ont pu être développées un ensemble de techniques utilisant les isotopes de l'eau pour étudier la prise d'eau racinaire par les plantes.

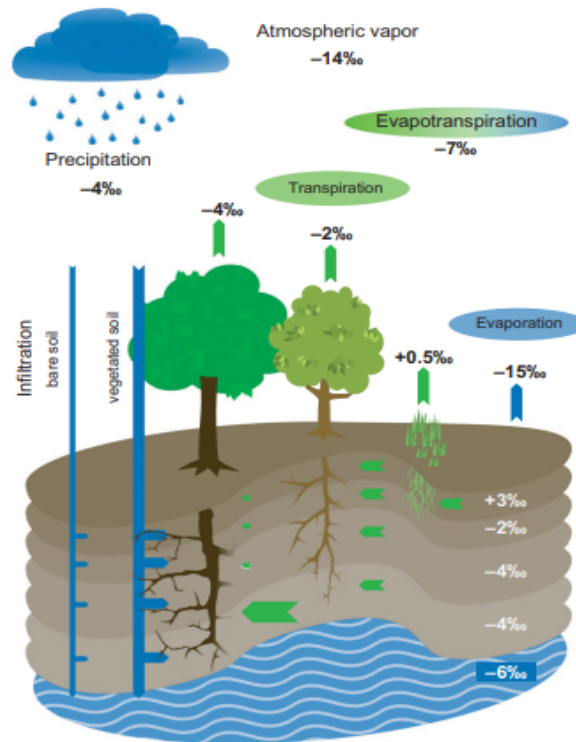


FIGURE 4: Vision schématique des flux d'eau sélectionnés dans un écosystème donné. Les nombres désignent les signatures isotopiques en oxygène. Repris de Werner et Dubbert (2016)

3.4 Relation entre δ^2H et $\delta^{18}O$

Les ratios isotopiques de l'hydrogène et de l'oxygène de l'eau dans un réservoir donné d'un écosystème sont reliés par une relation statistique appelée la "Meteoritic water line", dont l'équation générique est la suivante (Argiriou et al., 2017)

$$\delta^{2/1}H = \alpha \times \delta^{18/16}O + \beta \quad (9)$$

Historiquement, Harmon Craig (1961) fut le premier à formuler que les compositions isotopiques de l'eau météorique (δ^2H et $\delta^{18}O$) d'échantillons pris à travers le monde (400 échantillons) se répartissaient le long d'une droite de régression, qu'il appela la GMWL ("Global Meteoric Water Line") dont l'équation est :

$$\delta^{2/1}H = 8 \times \delta^{18/16}O + 10 \quad (10)$$

Par la suite, les travaux de Rozanski et al. (1993), ont permis d'établir une nouvelle GWML grâce à un nombre d'échantillons d'eau météorique plus conséquent récoltés auprès d'un ensemble de stations de mesures réparties sur le globe, sur une période allant de 1967 à 1981. L'équation de cette GMWL est :

$$\delta^{2/1}H = 8.2 \times \delta^{18/16}O + 11.27 \quad (11)$$

La forme de cette équation a pu être expliquée par ce que l'on appelle la distillation de Rayleigh (Sprenger et al., 2016). La distillation de Rayleigh décrit un fractionnement isotopique à l'équilibre entre 2 phases lorsque l'une d'entre elles évolue progressivement vers une autre de taille limitée et dont cette dernière se voit être continuellement éliminée, comme dans le cas de formation d'une pluie.

Si la distillation de Rayleigh permet d'expliquer la variabilité spatiale de la composition isotopique observée à l'échelle du globe, elle ne permet pas d'expliquer la variation saisonnière de la composition de l'eau de précipitations observée dans un écosystème donné (Marshall et al., 2007). En effet, lorsqu'une goutte d'eau tombe et qu'elle traverse un air sec et chaud, ce qui facilite son évaporation, le fractionnement cinétique intervient et modifie les compositions isotopiques, provoquant une déviation par rapport à la GMWL (Marshall et al., 2007).

Il est possible d'établir une relation statistique qui permet de prendre en compte cette déviation par rapport à la GMWL, que l'on peut observer dans un écosystème donné, appelée la LMWL ("Local Meteoric Water Line"). Cette droite représente donc la relation qui lie les valeurs de ^{18}O et 2H de l'eau de pluie mesurée mensuellement (généralement la moyenne), pour une région donnée du monde (Giustini *et al.*, 2016).

Pour la Belgique une LMWL a pu être établie grâce à des données extraite du GNIP ("Global network of isotopes in precipitation") de l'IAEA ("International Atomic Energy Agency"). Les données proviennent d'une campagne d'échantillonnage d'eau de pluie qui s'est déroulée entre 1966 et 1970 dans la province de Liège. L'équation de la LMWL fournie est la suivante :

$$\delta^{2/1}H = 6.22 \times \delta^{18/16}O - 5.22 \quad (12)$$

La connaissance de la LMWL, qui sera utilisé dans la suite de ce mémoire, est surtout d'un intérêt pratique : elle permet, lorsque comparée à la signature d'échantillons d'eau, d'évaluer la vraisemblance de ces derniers.

3.5 Extraction sous vide et analyse isotopique des échantillons

La connaissance de la composition isotopique d'échantillons divers (plantes, sols, eau météorique,...) nécessite une succession d'étapes qui altèrent l'intégrité physique initiale de l'échantillon. La première étape consiste à imposer à l'échantillon une "extraction cryogénique sous vide" qui a pour objectif d'extraire l'eau de l'échantillon (Orlowski et al., 2013). Durant cette étape, le tube contenant l'échantillon - ce dernier est généralement le tube d'origine dans lequel l'échantillon a été placé, après imperméabilisation est chauffé à 100 degrés après que la pression interne du tube ait été mise sous vide (la pression voulue à l'intérieur du tube varie d'un protocole à l'autre, tous les laboratoire ne travaillant pas à la même pression (Orlowski et al., 2018)). L'eau qui s'évapore de l'échantillon est ensuite congelée via l'utilisation d'un "piège" à l'azote liquide. Il suffit ensuite de décongeler l'eau pour ensuite l'analyser.

Historiquement, deux appareils servaient à analyser la composition isotopique de l'eau d'échantillons une fois extraite : le IRMS (pour "isotope-ratio mass spectrometer") et le IRIS (pour "isotope-ratio infrared spectrometer"), qui sont technique d'analyse permettant de distinguer des composé d'intérêt en fonction de leur masse (Paul *et al.*, 2007). La valeur de la composition isotopique que ces appareils fournissent est exprimée relativement à un gaz de référence utilisé par l'appareil. Une fois cette valeur fournie par le IRMS elle doit être converti et exprimé en fonction des référence international qui dépend de l'isotope mesuré. (Paul et al., 2007).

Depuis les années 2000, Le CRDS ("cavity ring-down spectrometer"), qui est un spectromètre à absorption laser, est plus fréquemment utilisé pour déterminer la signature isotopique. Son utilisation s'est avérée plus pratique particulièrement pour les isotopes de l'eau, car plus rapide et permet d'obtenir plus d'infos précises concernant l'origine de la source d'eau de l'échantillon (Korenaga et al., 2019).

Bien que le fonctionnement interne des CRDS et IRMS diffère, la valeur δ des échantillons, fournie automatiquement par les appareils, est déterminée en 2 étapes : on mesure premièrement une différence dans le ratio isotopique entre 2 échantillons, entre celui dont on désire mesurer la signature, et un autre de référence accepté internationalement. Une fois cette différence obtenue, la valeur δ de l'échantillon est déterminée via la relation décrite dans la section 2.2.

4 Description des différentes approches isotopiques

4.1 Utilisation des isotopes naturels pour évaluer la prise d'eau racinaire par les plantes

Les isotopes de l'eau se sont avérés être un outil puissant permettant d'étudier la prise d'eau racinaire par les plantes, défini comme la quantité d'eau que la plante extrait sur une période de temps donnée (Rothfuss et Javaux., 2017). Les méthodes d'analyse reposant sur les isotopes peuvent être classées en 2 catégories :

- Les méthodes qui visent à quantifier les contributions relatives des différentes sources d'eau dans la prise d'eau racinaire qui utilisent un ensemble de modèles statistiques que l'on regroupe sous l'appellation de "End member mixing models".
- La méthode dite d'inférence directe. Il s'agit d'une méthode graphique, qui vise à déterminer ce qui est défini comme "la profondeur moyenne de prise d'eau racinaire".

Ces méthodes adoptent l'hypothèse suivante : il n'y a pas de fractionnement isotopique lors de la prise d'eau par les racines (Dawson *et al.*, 2002). En effet, il a été observé que la composition isotopique de l'eau du xylème d'organes non-transpirants, tels que les racines et les tiges, conserve la valeur de l'eau de source de l'extraction racinaire (Cernusak *et al.*, 2016).

C'est autour de cette observation qu'on a pu être développées un ensemble de méthodes permettant d'évaluer la prise d'eau racinaire par les plantes en comparant les signatures isotopiques du xylème d'organes non transpirant avec celles des sources potentielles d'eau qui alimentent la plante (Rothfuss et Javaux, 2017; Volkman *et al.*, 2015). Ces différentes méthodes seront décrites dans la suite de ce mémoire.

4.1.1 End member mixing models

Ces modèles reposent sur le fait que la signature isotopique du xylème est le résultat de la somme des produits entre les signatures isotopiques des différentes sources et de leur contribution relative à la prise d'eau racinaire (Couvreur *et al.*, 2020).

Une des traductions mathématiques de cette hypothèse est faite par Rothfuss et Javaux (2017). Dans leur développement, ils prennent un cas simple dans lequel on considère qu'uniquement 2 sources d'eau alimentent la plante. A cela, ils posent les hypothèses suivantes :

- La plante extrait la totalité de son eau des 2 sources A et B
- Il n'y a pas de fractionnement isotopique lors de la prise d'eau par la plante
- Il y a un mélange complet de l'eau des 2 sources contributives dans le xylème de la plante

Via la loi de conservation de la masse, on peut donc écrire la relation suivante, exprimé en kilo par unité de temps ou débit massique :

$$J_{T_i}^i = J_A^i + J_B^i \quad [M.T^{-1}] \quad (13)$$

avec , $J_{T_i}^i$ le flux d'isotopes à la base du chaume de la plante , J_A^i le flux d'isotopes provenant de la source A, J_B^i le flux d'isotopes provenant de la source B.

En modifiant l'équation 13 pour y exprimer les concentrations en isotopes des différentes sources (exprimé en kilo par m^3), l'équation peut se réécrire de la manière suivante :

$$C_{T_i} \cdot J_{T_i} = C_A \cdot J_A + C_B \cdot J_B \quad [M \cdot T^{-1}] \quad (14)$$

avec, leur concentration isotopique mesurée respectivement C_{T_i} [$M \cdot L^{-3}$], C_A [$M \cdot L^{-3}$], C_B [$M \cdot L^{-3}$]. Et J_{T_i} , J_A , J_B les différents débits d'eau respectifs.

En introduisant $x = J_A/J_{T_i}$ et $y = J_B/J_{T_i}$, lier par la relation suivante $1 = x + y$ à l'équation 8, tout en y incorporant la relation développée par Braud et al. (2005) qui permet de lier la concentration et la signature isotopique d'un échantillon, dont l'expression mathématique est la suivante :

$$C = \rho \cdot R_{VSMOW} \cdot \frac{M_i}{M_w} (\delta + 1) \quad [M \cdot L^{-3}] \quad (15)$$

Avec ρ la masse volumique de l'eau [$M \cdot L^{-3}$], M_w et M_i les masses molaires des isotopologue $^1\text{H}_2^{16}\text{O}$ et HD^{16}O (ou $^1\text{H}_2^{18}\text{O}$) [$M \cdot N^{-1}$]

peut être réécrite sous la forme suivante :

$$\delta_{T_i} = x \cdot \delta_A + (1 - x) \cdot \delta_B \quad [\%] \quad (16)$$

L'équation ci-dessus permet donc, sur base de l'analyse de la composition isotopique de l'eau à la base du chaume de la plante (δ_{T_i}) ainsi que des signatures isotopiques de l'eau des 2 sources d'eau A et B (respectivement δ_A et δ_B), de déterminer la contribution relative x de la source A à l'eau de la base du chaume de la plante". ($1 - x$) étant la contribution relative de la source B au xylème.

Le développement mathématique ci-dessus est un cas particulier des "End-member mixing models", utilisé donc lorsque le nombre de sources potentielles est égal à 2. On parle alors de "two-end member mixing model". Si l'on considère un nombre de sources potentielles supérieur ou égal à 3, un problème d'identité apparaît (si on répète le même cheminement qu'exposé précédemment, on obtient 2 équations pour 3 inconnues). Pour palier à ce problème, on utilise des modèles statistiques regroupés sous l'appellation "End-member mixing models".

Si la description exhaustive des "End-member mixing models" sort du cadre de ce mémoire car non utilisés dans ce dernier, il est toutefois intéressant de préciser que l'ensemble de ces modèles possèdent des caractéristiques différentes et similaires dont les principales sont résumées dans le tableau 4 page 9 tiré de l'étude de Wang *et al.* (2019).

On voit que ces modèles diffèrent aussi bien par les outils mathématiques qu'ils utilisent, les données d'entrées qu'ils peuvent incorporer ou du résultat qu'ils fournissent. A noter que les modèles SIAR, MIXSIR et MixSIAR peuvent intégrer des données supplémentaires appelées "prior information" comme la profondeur racinaire, la teneur en eau, ou la densité racinaire (Wang *et al.*, 2019).

Ce que l'ensemble des ces modèles ont en commun, c'est qu'ils reposent tous sur le principe d'inversion (Rothfuss et Javaux, 2017). La distribution des contributions relatives des différentes sources d'eau est obtenue en optimisant les paramètres du modèle, jusqu'à ce que les valeurs de signature isotopique simulée du xylème et du profil du sol concordent avec celles observées.

En plus du principe d'inversion, tous ces modèles nécessitent la connaissance de la signature isotopique de l'eau du xylème ainsi que des différentes sources d'eau. Cependant, les caractéristiques, le nombre de réplicats des échantillons récoltés (aussi bien pour les échantillons de sol que de plantes) ainsi que le nombre de sources définies comme potentiellement participant à la prise d'eau racinaire, varient d'une étude à l'autre et ne sont pas toujours explicitement décrits par les auteurs comme

Tableau 4: Tableau reprenant les données d'entrée, les données de sortie ainsi que les outils mathématiques utilisés par les 4 modèles principaux regroupés sous l'appellation *End-member mixing models*

Modèles	Structure du modèle	Données d'entrées	Données de sortie
Isosource	Bilan de masse avec algorithme itératif	Moyenne des compositions isotopiques du sol et du xylème	Gamme de solutions plausibles
SIAR	Structure bayésienne qui incorpore une chaîne de Markov Monte Carlo (MCMC) construit sur R	Moyenne et écart-type des composition istopique du xylème et du sol, "prior data"	Contribution relative des sources d'eau à la plante la plus probable
MixSIR	Structure bayésienne qui intègre un algorithme "SIR" ("sampling importance resampling")	Moyennes et ecart-types des composyion istopique du xylème et du sol, "prior information"	Contribution relative des sources d'eau à la plante la plus probable
MixSIAR	Cadre bayésien avec chaîne de Markov Monte Carlo (MCMC) construit sur R	Moyennes et écart-type ou données brutes des compositions isotopiques du xylème ou du sol; "prior information"	Contribution relative des sources d'eau à la plante la plus probable

le montre la review faite par Rothfuss et Javaux. (2017).

La comparaison entre les études de Asbjornsen et al. (2007), Wang et al. (2010) et celle de Prechsl et al. (2015) expose les différences entre les protocoles expérimentaux employés. Pour l'échantillonnage des plants, l'étude de Asbjornsen et al. (2007) dont l'objectif était d'étudier la variation de la dynamique de prise d'eau racinaire dans des communautés natives et agricoles de plantes dans le Midwest américain, prélève les tiges d'herbes et les noeuds aériens racinaires du maïs (ces derniers sont de petites structures racinaires embryonnaires qui se trouvent hors sol proches du collet du plant (Zhang et al., 2018)), tandis que dans l'étude Wang et al. (2010), ce sont uniquement les tiges des maïs qui ont été prélevées. Dans l'étude de Preschl et al. (2015), ce sont les couronnes racinaires de diverses plantes herbacées qui ont été prélevées. A noter que ces prélèvements nécessitent d'endommager physiquement la plante, voir de la tuer.

L'identification ainsi que le nombre des sources d'eau potentielles se fait par analyse de la signature isotopique d'un profil de sol, que les auteurs subdivisent en un certain nombre de couches. Comme pour l'échantillonnage des plantes, ces 2 aspects ne sont pas définis de manière absolue et dépendent par exemple, de l'espèce de plante étudiée, de son stade de développement, de la faisabilité technique,...

4.1.2 La méthode de l'inférence directe

La technique de l'inférence directe est une méthode graphique qui permet de déterminer la "profondeur moyenne de prise d'eau racinaire". Cette dernière est définie comme étant la profondeur d'où la plante extrairait son eau en considérant le système racinaire comme extrayant son eau à une profondeur unique (Rothfuss et Javaux, 2017). Cette technique ignore donc le fait que l'eau du xylème peut provenir d'un mélange de plusieurs sources aux contributions relatives différentes (Guo et al., 2016)

Un exemple de l'utilisation de cette technique est l'étude menée par (Link *et al.*, 2015) dont un des objectifs était de déterminer la profondeur moyenne de prise d'eau racinaire d'une espèce de peuplier en association avec de l'orge d'hiver pour 2 périodes de l'année différentes : une première

période Au printemps avant la plantation de l'orge d'hiver et une deuxième période après la plantation de l'orge d'hiver.

La présentation des résultats s'est faite de manière suivante :

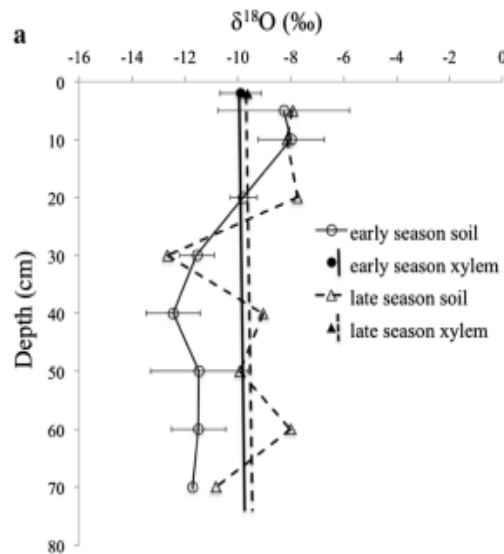


FIGURE 5: Valeurs de $\delta^{18}O$ en début et fin de saison du profil de sol interpolé linéairement. Les valeurs de $\delta^{18}O$ du xylème des peupliers sont représentées par la droite verticale

Le graphe (Figure 5) présente la superposition de 2 informations :

- La valeur moyenne de la signature isotopique de l'eau du xylème des peupliers pour les 2 saisons étudiées, représentée par les droites verticales
- Un profil isotopique de l'eau du sol sur une profondeur de 70 cm réalisé à 1 mètre des peupliers échantillonnés. Ce profil résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs moyennes des signatures isotopiques obtenues aux différentes profondeurs avec la déviation standard associée.

En croisant la droite verticale avec le profil de sol, on peut déduire la profondeur moyenne de prise d'eau racinaire.

De l'analyse graphique ci-dessus, les auteurs ont conclu que, pendant l'"early season" la profondeur moyenne d'absorption d'eau se situe à 20 cm de profondeur, tandis que pendant la "late season" la profondeur moyenne d'absorption d'eau se situe principalement entre 40-70 cm de profondeur.

4.2 Isotopes de l'eau comme traceur artificiel : la technique du marquage isotopique

4.2.1 Définition

Le marquage isotopique (ou labelling en anglais) regroupe un ensemble de pratiques expérimentales qui vise à modifier artificiellement les concentrations en isotopes dans l'environnement, que l'on souhaite mesurer, de telle sorte que les gammes de composition soient significativement différentes à celles que l'on mesurerait naturellement (Dawson *et al.*, 2002).

Le marquage est une technique relativement peu utilisée pour étudier la prise d'eau racinaire. Approximativement 18% environ de l'ensemble des études qui traitent de la prise d'eau par les racines, via les isotopes de l'eau, par les plantes utilisent le marquage isotopique, contre 82% pour les isotopes naturels sur une période de 1985-2016 pour un total de 200 publications environ (Rothfuss et Javaux., 2017).

L'enrichissement (ou appauvrissement) de l'eau du sol se fait généralement via l'utilisation de solutions enrichies (ou appauvries) en isotopes. Par exemple, en mélangeant de l'eau de consommation/ville à une solution pure de D₂O.

L'eau enrichie est ensuite injectée dans l'environnement, généralement de 2 manières :

- soit en versant de la solution enrichie sur la surface du sol ou via le système d'irrigation. L'objectif est de générer un gradient isotopique le long du profil de sol (Couvreur *et al.*, 2020; Volkman *et al.*, 2015; Grossiord *et al.*, 2014).
- soit via ce que les auteurs appellent des "injection points" ou points d'injections (Kulmatiski *et al.*, 2010). Ces derniers consistent en des trous creusés dans le sol d'une profondeur donnée. L'objectif est donc de modifier localement et sur une profondeur donnée la composition en isotopes.

Les domaines de recherche où le marquage isotopique est le plus fréquemment utilisé pour évaluer la prise d'eau racinaire par les plantes concernent l'étude des systèmes agroforestiers et des écosystèmes naturels.

Il est donc intéressant d'étudier la manière dont les protocoles expérimentaux sont établis et de voir dans quelle mesure ils sont transposables à l'expérience menée dans ce mémoire.

4.2.2 Le marquage isotopique appliqué aux écosystèmes naturels et agroforestiers

Parmi ces études, on peut citer les études de Kumalstiki et Beard. (2013) et Kumalstiki *et al.* (2010) dont un des objectifs était d'évaluer si l'existence d'une potentielle complémentarité spatiale (verticale) ou temporelle dans la prise d'eau racinaire, pouvait expliquer la coexistence de graminées et d'arbres au sein d'un écosystème naturel, dans ce cas-ci la Savanne. Les deux études utilisant la même méthodologie expérimentale, nous décrivons uniquement l'étude parue en 2013.

Dans l'étude de Kumalstiki *et al.* (2013), ils ont isolé 15 parcelles de 154 m². 5 parcelles seraient dédiées à l'étude de la complémentarité spatiale en novembre, 5 en mai et les 5 dernières en février. Pour une période donnée, chacune des 5 parcelles se verrait injecter une solution marquée à une profondeur unique et différente des 4 autres parcelles expérimentales. Par exemple, pour les 5 parcelles sélectionnées pour le mois de novembre, chacune s'est vue injecter l'eau marquée à une seule des 5 profondeurs suivantes 5-20-30-50-100 cm.

Pour déterminer la profondeur d'absorption d'eau par les plantes, les auteurs ont suivi la séquence expérimentale suivante : 1ère campagne d'échantillonnage - injection de l'eau marquée à la profondeur ciblée - seconde campagne d'échantillonnage.

Cette séquence est répétée sur chacune de 15 parcelles sélectionnées pour l'étude. Pour chacune des parcelles, un maximum de 3 différentes graminées seront échantillonnées tandis que la totalité des arbres présents sur les parcelles seront quant à eux échantillonnés. Au total, 758 échantillons de graminées ont été récoltés, ainsi que 523 échantillons d'arbres. Les organes échantillonnés sont les couronnes racinaires pour les herbes et les feuilles et pétioles pour les arbres.

La séquence détaillée est la suivante :

- La première campagne d'échantillonnage permet de déterminer les signatures isotopiques initiales avant marquage isotopique. Ces échantillons servent d'échantillons témoins.
- L'eau marquée est ensuite injectée via des "injection points". Ce sont des trous de 10 mm de diamètre creusés à la tarière et atteignant la profondeur que l'on cible avec l'eau marquée. Chacune des parcelles possède 6838 point d'injections au total. L'eau marquée injectée dans chacun des points d'injection est une solution de 2.150 ml formée par l'addition de 2 ml d'eau de ville avec 150 μL de solution de D_2O à 70%. L'injection est faite à l'aide de seringues artisanales.
- La seconde campagne d'échantillonnage s'est étalée sur un intervalle de temps allant de 1 jusque 7 jours après l'injection de l'eau marquée. L'intervalle de temps est différent selon le type de plants échantillonnés et selon la période de l'année.

Pour affirmer que les plantes échantillons ont effectivement absorbé le traceur, 2 indicateurs doivent être validés

- On doit observer un maximum de la valeur de la signature isotopique mesurée sur la totalité de la période échantillonnée, cette dernière comprenant les échantillons pris avant et après marquage isotopique (voir figure 6).
- La signature isotopique des couronnes racinaires et feuilles-pétioles doit être plus élevée au minimum, d'un écart-type calculé à partir de la moyenne des échantillons témoins. Les échantillons témoins sont des échantillons (herbe et arbres) qui se trouvent sur des parcelles qui n'ont pas été marquée isotopiquement.

Une fois ces deux critères validés, les auteurs estiment pouvoir être en mesure d'affirmer si oui ou non les plantes échantillonnées ont absorbé de l'eau marquée.

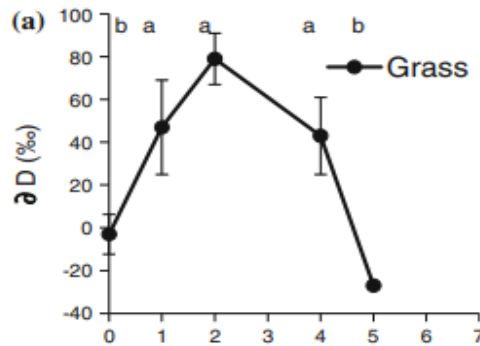


FIGURE 6: Graphe tiré de l'étude Kulmatiski *et al.* (2013). On trouve en axe Y la signature isotopique de l'eau mesurée dans les couronnes racinaires des herbes en fonction des 7 campagnes d'échantillonnage. 1 avant marquage isotopique (temps = 0) et 1 après injection pour la parcelle où l'injection de l'eau marquée s'est faite à 5 cm de profondeur

Pour l'étude d'écosystème naturel, on peut également citer l'étude de Beyer *et al.* (2016), dont l'objectif était, via l'utilisation du marquage isotopique, de :

- proposer un test méthodologique pour étudier la profondeur racinaire dans des milieux semi-arides.
- étudier la dynamique d'absorption d'eau en fonction de la profondeur ainsi que l'accès de différentes plantes aux réservoirs d'eau du sol

La méthodologie qu'ils utilisent est similaire à celle développée dans les études citées plus haut. Il s'agit de sélectionner un nombre défini de parcelles, auxquelles on attribue une profondeur d'injection. Dans ce cas-ci, 6 parcelles de $1 m^2$ ont été sélectionnées ainsi que 4 profondeurs d'injection différentes : 0.5, 1, 2.5, 4 mètres (2 replicats pour la profondeur de 4 mètres).

L'eau marquée est ensuite injectée via des points d'injection, 3 par parcelle, forés dans la parcelle pour atteindre la profondeur voulue. L'eau marquée est une solution enrichie en deutérium dont la signature égale $350 [‰]$.

Des ballons de 350 ml de cette solution sont ensuite placés au fond des tubes d'injection. Une fois placés au fond du trou, ils sont percés à l'aide d'un morceau de bois équipé d'une aiguille à son extrémité.

Chacune de ces parcelles devait contenir les 7 mêmes variétés de plantes. Les organes échantillonnés sont les tiges subérisées des plantes.

Les indicateurs utilisés sont les mêmes que pour les études de Kumalstiki *et al.* (2010) à la seule différence, que la signature isotopique moyenne des échantillons récoltés après marquage isotopique doit être au minimum supérieure de 4 écarts-types comparée aux échantillons témoins.

Pour l'étude des systèmes agro-forestiers, l'étude de Gao *et al.* (2020) avait pour objectif d'évaluer les effets saisonniers de l'intercropping sur les stratégies de prise d'eau racinaire du Jujubier commun, un arbre fruitier originaire de Chine. Pour ce faire, les auteurs ont utilisé 2 approches différentes. Une approche basée sur l'analyse d'isotopes naturels via l'utilisation d'un "multi-source model". Et une seconde approche dans laquelle ils ont réalisé une expérience de marquage avec des isotopes stables de l'eau.

Pour l'expérience du marquage, les auteurs disposent de 3 parcelles agricoles de 2 hectares chacune : 1 parcelle de Jujubier commun en culture pure qui servirait de culture témoin et 2 autres parcelles en association ("row intercropping"). Dans une des parcelles, le Jujubier commun est en association avec du colza (*Brassica napus*) et dans l'autre, avec de l'Hémoracle fauve (*Hemoracallis fulva*).

9 arbres ont été sélectionnés sur chacune des 3 parcelles agricoles (27 arbres au total). Ces 9 arbres étaient ensuite divisés en 3 groupes, chacun des arbres d'un même groupe se verrait injecter via 2 points d'injection, 350ml d'eau marquée d'une concentration de 100 pour mille, à une des 3 profondeurs suivantes : 2-3-4 mètres. Les points d'injection sont des tubes en polychlorure de vinyle de 3 cm de diamètre.

La stratégie d'échantillonnage, répétée pour 3 mois différents (juillet, août, septembre) est la suivante :

- Récolter 3 échantillons de chaque arbre avant marquage isotopique. Les échantillons sont les feuilles des arbres
- Injecter l'eau marquée via les points d'injection
- Ré-échantillonner 3 fois chacun des arbres, 3 jours après marquage isotopique

Comme pour l'étude de Kumalstiki *et al.* (2013) décrite plus haut, les auteurs ont choisi comme indicateur d'absorption de l'eau marquée par les arbres, la même approche statistique. La signature isotopique des échantillons après marquage isotopique devait être supérieure de 2 écarts-types au minimum par rapport à la moyenne des échantillons récoltés avant marquage isotopique (ou "background value").

Sur base de cet indicateur, on observe une différence au niveau des profondeurs de prise d'eau racinaire.

4.3 Enrichissement isotopique au sein de la feuille

Les mécanismes sous-jacents à ce phénomène sont complexes et sont influencés par un grand nombre de paramètres comme la température, l'humidité relative, la variabilité de la composition isotopique de l'eau du sol, des couches limites des feuilles, le degré d'ouverture stomacal (Snyder *et al.*, 2010).

Craig et Gordon (CG) furent les premiers à proposer un modèle mathématique permettant de déterminer la composition isotopique de la vapeur d'eau émanant d'un processus d'évaporation (Dar et al., 2020). Initialement lors de l'évaporation de l'eau de mer. Le modèle pose l'existence de 2 couches : une couche laminaire au-dessus de l'interface air-eau dans laquelle le transport se fait via la diffusion moléculaire et une seconde couche turbulente au-dessus de la couche laminaire, dans laquelle le transfert moléculaire se fait majoritairement par dispersion (Dar et al., 2020). Le Modèle décrit le flux d'eau à travers une résistance, analogue à la loi d'Ohm (Rotfuss et al., 2021).

Sur base des ces hypothèses, Craig et Gordon (1965) ont pu établir la relation mathématique suivante :

$$R_{ev} = \alpha_k * \frac{R_L \cdot \alpha_{eq} - RH \cdot R_A}{1 - RH} \quad (17)$$

avec R_{ev} le ratio isotopique de l'eau évaporée, R_L, R_A, RH respectivement le ratio isotopique de l'eau liquide, de la vapeur d'eau atmosphérique, l'humidité relative [%], α_k étant le facteur de fractionnement cinétique [-] et α_{eq} le facteur de fractionnement à l'équilibre [-]. C'est en se basant sur

le modèle de (CG) qu'on pu être construits d'autres modèles permettant d'évaluer l'enrichissement au niveau du site évaporatif de la feuille, défini comme l'endroit de la feuille d'où provient l'eau évaporée quand la plante transpire (Cernusak et al.,2016), comparé à la source d'eau qui alimente la feuille au sein de la plante.

On peut diviser ces modèles en 2 groupes. Ceux qui considèrent que l'on se trouve a l'**état isotopique stationnaire**, c-à-dire lorsque la composition isotopique de l'eau transpirée par la plante est égale à celle de la source d'eau, au sein de la plante, alimentant la feuille. Et dans le cas contraire, les modèles partant sur l'hypothèse d'un **état-non stationnaire**.

A l'état isotopique stationnaire, le modèle le plus précis produit à ce jour est celui proposé par Farquahar et al. (2007). Ce modèle permet sur base de la conductance stomatique [$mol.m^2.s^{-1}$], de la conductance de la couche de fluide entourant la feuille [$mol.m^2.s^{-1}$], des compositions isotopiques de la vapeur d'eau atmosphérique [‰], de l'eau du xylème [‰], de la température de l'air et de la feuille exprimées en [°C], de l'humidité relative[‰], d'évaluer l'enrichissement isotopique au niveau du site évaporatif de la feuille comparé à l'eau du xylème. Lorsque l'on utilise ce modèle, on considère que la composition isotopique du site évaporatif est représentatif de celle de la feuille dans son ensemble.

A l'état isotopique non-stationnaire, Farquahar et al. (2007) proposèrent également un modèle permettant de déterminer la composition isotopique de l'eau de la feuille. Ce qui distingue principalement ce modèle de celui expliqué plus haut, est qu'il intègre un paramètre supplémentaire, le nombre de Péclet. Ce dernier représente l'importance relative des flux d'advection par rapport au processus de diffusion de l'eau enrichie qui s'opère au sein de la feuille, et qui permet d'expliquer la variabilité spatiale de la composition isotopique au sein des organes transpirants (feuilles, tiges) que l'on observe après analyse comme montré sur la Figure 7 (Cernusak et al., 2016).

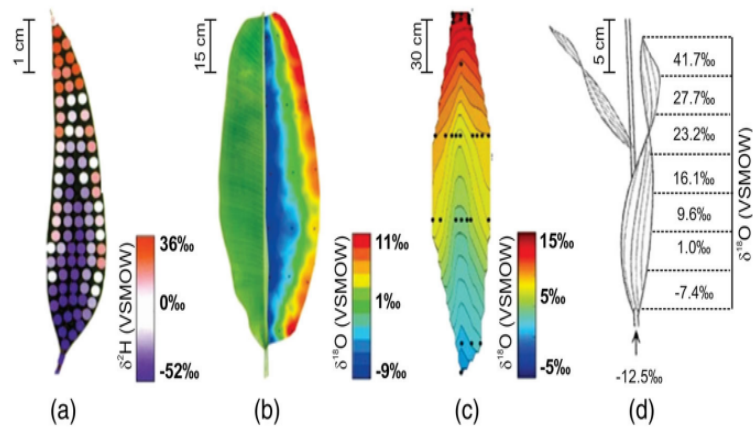


FIGURE 7: Variation spatiale de la composition isotopique $\delta^{18}O$ observée après échantillonnage dans : une feuille d'eucalyptus (*Eucalyptus pauciflora* (a)), une feuille de bananier (*Musa sp.*)(b) une tige de cactus (*Carnegiea gigantea*) (c) un brin d'herbe (*Miscanthus sinensis*) (d) repris de Cernusak et al. (2016)

4.4 Conclusion

La description des différentes méthodes utilisant les isotopes de l'eau nous permet d'identifier leur points communs et leurs différences. L'expérience qui est menée dans le cadre de ce mémoire se greffera sur une expérience réalisée par Céline Chevalier à la Ferme de Lauzelle. Ceci oblige à sélectionner parmi ces techniques, la plus adéquate afin d'être compatible avec son protocole expérimental tout en lui imposant un minimum de perturbations. Parmi les contraintes imposées par Céline, il nous était impossible de tuer la plante ou d'échantillonner le sol à proximité de celle-ci afin de ne pas prendre le risque d'endommager son système racinaire. Ces contraintes rendent difficile l'utilisation des méthodes utilisant les "End-member mixing models" pour ces mêmes raisons.

Les méthodes de marquage isotopiques quand à elles semblent plus adéquates, elles ne nécessitent pas obligatoirement d'échantillonner le sol à proximité des plantes ou de tuer ces dernières pour en extraire l'eau du xylème. L'échantillonnage peut se limiter uniquement aux feuilles des plantes, ce qui n'entraîne pas systématiquement la mort de ces dernières. Même s'il existe des différences entre les protocoles expérimentaux des différentes études qui utilisent le marquage, il en ressort une méthodologie commune facilement transposable, qui suit la séquence suivante :

1. Échantillonner les plantes d'intérêt avant le marquage isotopique qui serviront d'échantillons témoins
2. Injecter l'eau marquée via des points d'injection
3. Réaliser une nouvelle campagne d'échantillonnage après marquage isotopique. Cette campagne d'échantillonnage consiste en une série d'échantillonnages ponctuels étalés dans le temps, généralement durant plusieurs jours .

L'expérience menée dans le cadre de ce mémoire consistera donc à transposer cette séquence méthodologique en l'appliquant à des cultures maraichères en cultures pures et mixtes. Les organes échantillonnés seront les feuilles des plants. Le nombre de points d'injection, les profondeurs d'injection seront choisies en fonction de la configuration expérimentale pré-établie par Céline Chevalier.

5 Objectifs

C'est en considérant les éléments présentés dans les chapitres précédents qu'ont été définis les objectifs de ce mémoire, à savoir :

- Proposer une méthode/test utilisant la technique du marquage isotopique pour déterminer l'extraction racinaire et plus particulièrement la profondeur d'absorption par les racines dans le cadre de culture pures et intercalaires.
- Proposer des pistes d'amélioration sur base :
 1. Des observations et résultats de l'expérience de marquage
 2. Des modélisations faites via le logiciel HYDRUS-1D

Dans la section suivante seront décrits successivement les protocoles expérimentaux de l'expérience de marquage et celui relatif aux modélisations HYDRUS-1D.

Afin de pouvoir avoir accès à des parcelles de cultures, l'expérience réalisée dans le cadre de ce mémoire a dû se dérouler sur des parcelles à la Ferme de Lauzelle (site de l'UCLouvain, à Louvain-la-Neuve) déjà utilisées par Céline Chevalier pour les travaux de sa thèse traitant des cultures intercalaires.

6 Matériel et méthodes

6.1 Site expérimental : Ferme de Lauzelle

L'expérience s'est déroulée à La Ferme de Lauzelle de Louvain-La Neuve, qui est la propriété de L'UCLouvain depuis 1968. Cette ferme constitue un laboratoire pour la recherche scientifique de terrain sur le maraîchage. Elle dispose d'une superficie totale de 3 hectares, dont 1 hectare à terme sera consacré à la culture de légumes diversifiés qui permettront d'alimenter les habitants du futur quartier Athéna.

6.1.1 Organisation spatiale des cultures à la Ferme de Lauzelle

la Ferme dispose de 5 parcelles dédiées à la culture maraîchère A, B, C, D, E. Seule la parcelle E a été utilisée pour l'expérimentation. L'ensemble des combinaisons entre les 7 cultures sont réparties sur 5 planches de cultures mitoyennes l'une de l'autre et sont toutes situées sur la parcelle E. La position des planches de culture est reprise dans la carte suivante réalisée en août 2018 par Valentine Calay (voir figure 8).

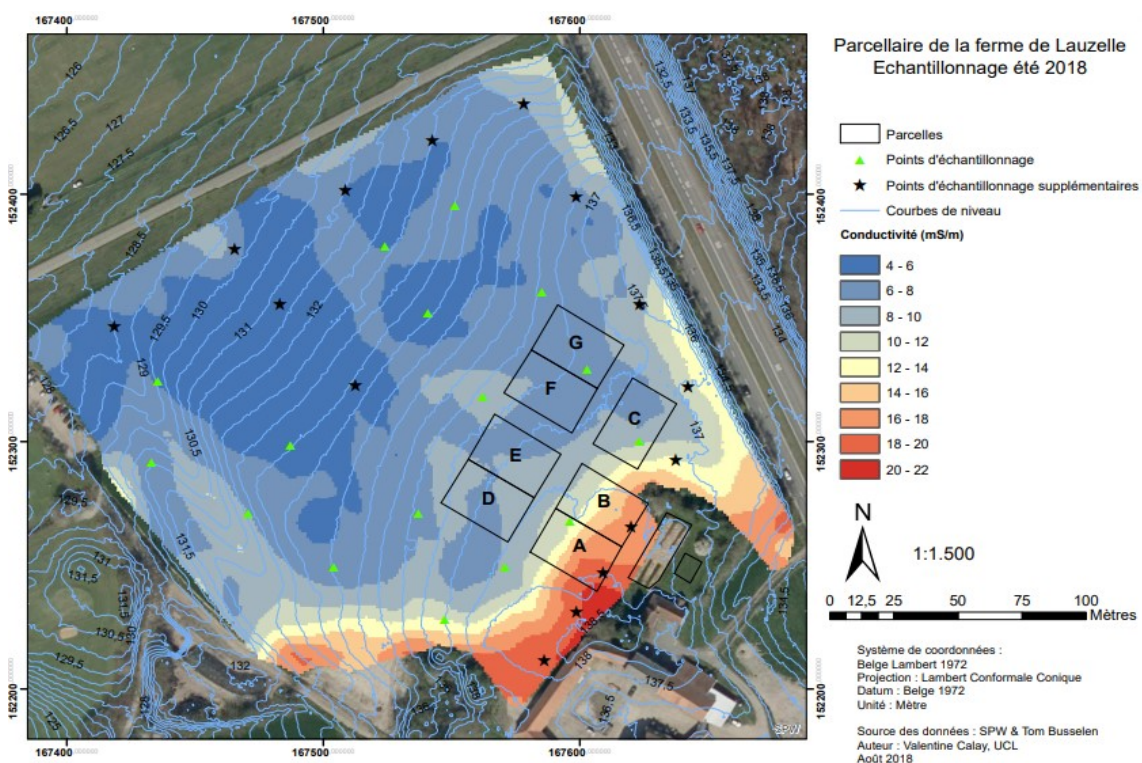


FIGURE 8: Plan parcellaire de la ferme de Lauzelle

6.1.2 Organisation des sous-parcelles : cultures pures et associations

Sur la parcelle E, Céline Chevalier dispose de 5 planches de cultures (il s'agit simplement de bandes de terre sur-élevées et mises à nu) sur laquelle la totalité des combinaisons et cultures pures seront réalisées. Ces planches de cultures mesurent 30 mètres de longueur et sont espacées de 120 cm (l'axe de X). Chacune de ces planches de cultures est composée de 18 sous-parcelles (ce qui fait un total de 90 sous-parcelles) séparées de 20-25 centimètres selon l'axe de Y. Ces sous-parcelles mesurent chacune 140 de longueur et 120-130 cm de largeur comme le montre la figure 9.

	[-,1]	[-,2]	[-,3]	[-,4]	[-,5]
[1,-]	Haricot nain - Brocoli 2	Chou cabus - Brocoli 1	Brocoli - Chou frisé 2	Chou frisé	Haricot à rame - Oignon blanc
[2,-]	Chou cabus - Fenouil 1	Haricot à rame - Chou frisé 2	Haricot à rame	Haricot nain	Haricot nain - Fenouil 2
[3,-]	Chou cabus - Oignon blanc	Brocoli - Oignon blanc	Chou cabus	Brocoli - Fenouil 2	Calibrage
[4,-]	Fenouil - Oignon blanc	Chou frisé - Oignon blanc	Haricot nain - Haricot à rame 2	Brocoli	Fenouil - Haricot à rame 1
[5,-]	Haricot nain - Chou frisé 1	Haricot nain - Chou cabus 1	Fenouil - Chou frisé 1	Oignon blanc	Chou cabus - Haricot à rame 1
[6,-]	Haricot nain - Oignon blanc	Brocoli - Haricot à rame 2	Chou cabus - Chou frisé 2	Chou cabus	Fenouil
[7,-]	Haricot nain - Haricot à rame 1	Haricot à rame - Oignon blanc	Haricot nain	Chou cabus	Fenouil - Chou frisé 1
[8,-]	Brocoli - Chou frisé 1	Haricot nain - Chou frisé 1	Haricot nain - Oignon blanc	Haricot à rame	Brocoli - Fenouil 1
[9,-]	Haricot nain - Chou cabus 2	Brocoli	Haricot nain - Fenouil 1	Chou cabus - Chou frisé 1	Brocoli - Oignon Blanc
[10,-]	Chou cabus - Brocoli 2	Chou cabus	Oignon blanc	Fenouil - Oignon blanc	Haricot à rame - Chou frisé 1
[11,-]	Fenouil	Chou cabus - Oignon blanc	Chou frisé - Oignon blanc	Chou cabus - Haricot à rame 2	Chou frisé
[12,-]	Calibrage	Fenouil - Haricot à rame 2	Brocoli - Haricot à rame 1	Chou cabus - Fenouil 1	Haricot nain - Brocoli 1
[13,-]	Chou cabus - Chou frisé 1	Chou cabus - Fenouil 2	Chou cabus - Oignon blanc	Haricot à rame - Oignon blanc	Oignon blanc
[14,-]	Chou cabus - Haricot à rame 2	Brocoli - Chou frisé 2	Fenouil - Haricot à rame 1	Haricot nain - Fenouil 1	Chou cabus
[15,-]	Haricot nain	Fenouil	Brocoli - Oignon blanc	Haricot nain - Chou frisé 2	Fenouil - Oignon blanc
[16,-]	Chou cabus	Haricot à rame	Haricot nain - Brocoli 1	Chou frisé - Oignon blanc	Haricot nain - Chou cabus 2
[17,-]	Haricot à rame - Chou frisé 2	Brocoli - Fenouil 1	Chou frisé	Brocoli - Haricot à rame 2	Haricot nain - Haricot à rame 1
[18,-]	Brocoli	Fenouil - Chou frisé 2	Chou cabus - Brocoli 2	Calibrage	Haricot nain - Oignon blanc

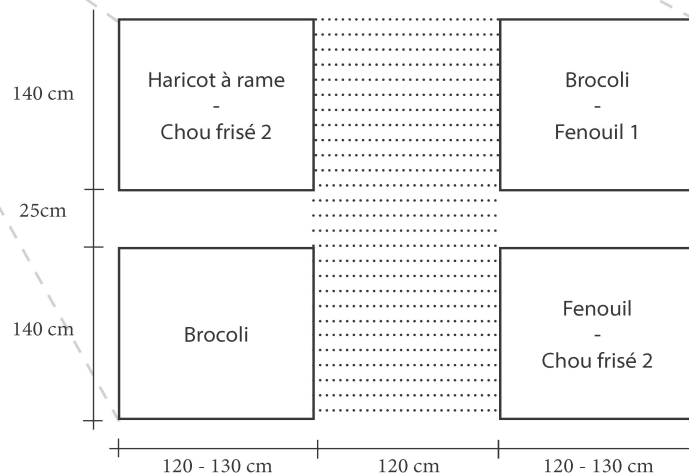


FIGURE 9: Plan parcellaire de l'expérience de Céline Chevalier

6.1.3 Contexte pédologique

Le sol du site expérimental de la ferme de Lauzelle est un sol de type "sablonneux" à drainage naturel principalement modéré ou imparfait" selon la classification utilisée par la carte numérique des sols de Wallonie accessible sur le site : <https://geoportail.wallonie.be/walonmap>. Ceci semble être confirmé par le profil pédologique réalisé par le Pr Bruno Delvaux dans le cadre de son mémoire, dont l'objectif était de "Tester l'influence du facteur anthropique sur l'évolution différentielle des caractéristiques pédologiques". Pour ce faire, 3 profils texturaux ont été réalisés sur la prairie adjacente de la ferme de Lauzelle, où se situe actuellement les parcelles de culture.

Le profil granulométrique réalisé par Bruno Delvaux (1978), repris du mémoire de Vincent Potvin (malheureusement une partie de la version originale semble avoir été perdue) sont repris dans le tableau 5.

Tableau 5: Tableau extrait du mémoire de Vincent Potvin reprenant l'analyse granulométrique faite par Pr Bruno Delvaux

Horizon	Prof. [cm]	Argile [%]	Limons tot [%]	Sable tot [%]	Carbone
Ap	0-15	17.9	69.3	12.675	1.8
A2	15-40	15.7	71.8	12.52	0.55
B1	40-65	21.7	73.7	4.47	0.092
B21t	65-105	22.2	71.6	6.13	0.3
B22t	105-140	24.3	71	4.61	0.07
B23t	140-170	23.4	69.8	6.62	0.05
D1	170-190	29	27.4	43.42	0.04
D2	190-210	26.7	13.7	59.51	0.02
D3	210-245	22.8	9.8	67.21	0.02

6.1.4 Plants étudiés et indicateurs pour l'étude de la complémentarité

L'idée sur laquelle repose cette expérience menée par Céline Chevalier est la suivante : à partir d'une sélection de 7 cultures pures différentes, caractérisées par des architectures foliaires et racinaires différentes (l'architecture racinaire d'une plante est définie comme sa configuration spatiale dans le sol (Dorlodot et al., 2007)), tester l'ensemble des combinaisons possibles entre ces cultures, et d'en évaluer leur complémentarité. Les caractéristiques architecturales ont été extraites de dessins de Lore Kutschera et sont repris dans le tableau 6.

Parmi les indicateurs choisis par Céline Chevalier pour mesurer l'"effet complémentaire", 3 seront mesurés le jour de la récolte. Ces paramètres sont : le rendement total, le poids moyen par plant ainsi que l'indice de récolte, tandis que 2 autres paramètres seront mesurés à intervalles réguliers : le PAR ("photosynthetically active radiation") ainsi que le RUE ("radiation use efficiency"). Ces paramètres seront donc mesurés aussi bien pour les cultures pures que mixtes pour les 7 cultures suivantes :

- Chou cabus blanc (*Brassica oleracea var. capitata f. alba*)
- Chou frisé (*Brassica oleracea var. acephala*)
- Brocoli (*Brassica oleracea L. var. italica Plenck*)
- Fenouil (*Foeniculum vulgare, syn. Foeniculum officinale*)
- Haricot nain (*Phaseolus vulgaris var. nanus*)
- Haricot à rame (*Phaseolus vulgaris var. vulgaris*)

— Oignon (*Allium cepa*)

Le tableau 6 reprend les données relatives aux systèmes racinaires et foliaires extraits des dessins de Lore Kutschera par Céline Chevalier. Ses données sont :

- La hauteur (H) et largeur (W) du système foliaire
- La profondeur (D) et l'étendue (S) du système racinaire

Tableau 6: Tableau reprenant les données extraites des dessins de Lore Kutschera par Céline Chevalier

Culture	S [cm]	D [cm]	W [cm]	H [cm]
brocoli n°1	128	86.5	51.2	34.5
brocoli n°2	122.2	89.4	43.3	35.5
Chou frisé N°1	137	103	35.9	98.3
Chou frisé N°2	74.7	82.2	30.6	48.5
Chou cabus N°1	90.5	62.3	39.7	32.1
Chou cabus N°2	124.8	66.6	31.4	20.2
Fenouil N°1	72.8	96.65	45.4	35.5
Fenouil N°2	109.6	185.2	55.7	69.1
Haricot à rame	108.7	89.9	26.5	71.5
Haricot nain N°1	102.5	96.3	58.8	46.1
Haricot nain N°2	123.2	28	26.5	21.4
Oignon	74.3	32.3	28.6	47.6

6.2 Expérience de marquage : matériel

En partant de l'expérience de Céline Chevalier, l'expérience pour le sujet de ce mémoire a consisté à y appliquer la technique du marquage isotopique, telle que décrite à travers les études de cas identifiés aux chapitres précédents. Les sections suivantes détaillent les étapes suivies.

6.2.1 Choix des cultures étudiées

Les cultures choisies pour l'expérience menée dans le cadre de mon mémoire sont le chou cabus blanc (*Brassica oleracea var. capitata f. alba*) et le brocoli (*Brassica oleracea L. var. italica Plenck*). Le choix de ces 2 cultures comme sujet d'étude s'est fait sur base d'un critère principal, et de recommandations de différents chercheurs (Angelika Kuelbert, Samuel Bodé, Pr. Pascal Boeckx). Parmi les cultures disponibles, seuls les choux pouvaient répondre au critère suivant :

- la portion échantillonnée des feuilles contient un volume d'eau suffisant pour pouvoir être extraite et analysée en laboratoire

Nous disposons donc au total de 12 sous-parcelles. 9 cultures pures et 3 cultures en association. Parmi les 9 cultures pures, 6 seront de choux cabus et 3 de brocoli. Chacune de ces 9 cultures pures contient 6 plants par sous-parcelle tandis que les 3 cultures en association contiennent 12 plants par sous-parcelle, 6 plants de brocoli et 6 plants de chou cabus. La totalité des choux et brocoli ont été plantés à la Ferme le 3 juillet 2020.

6.2.2 Echantillonnage des feuilles

Etant donné que les échantillons consistent en des portions de feuilles, il est donc préférable d'échantillonner systématiquement les mêmes parties de feuilles pour minimiser l'effet du gradient isotopique qui pourrait être à tort, attribué à l'enrichissement dû au marquage isotopique. Outre l'importance de la région de la feuille échantillonnée, les modèles de Farquahar et al. (2007) nous apprennent que l'enrichissement de la feuille dépend également de la température de la feuille, que l'on peut intuitivement poser qu'elle est corrélée à l'intensité, durée, d'ensoleillement qu'elle reçoit.

Les échantillons consisteront donc à des portions de feuilles de surfaces similaires de 8-12 cm carré, dont les feuilles auront eu a priori la même exposition au soleil. Les portions de feuilles seront coupées manuellement ou à l'aide d'un sécateur et immédiatement déposées dans un contenant de 12 ml qui sera ensuite rendu étanche avec du papier aluminium.

6.2.3 Choix des profondeurs d'injection et attribution aux parcelles

L'injection de l'eau marquée s'est faite à 3 profondeurs différentes : 15-30-60 cm. Le choix du nombre de profondeurs ciblées est dû au fait que nous disposions uniquement de 3 réplicats de culture pure de brocoli et de 3 réplicats de cultures associées limitant donc le nombre de profondeurs d'injections à 3.

Quant aux 3 profondeurs ciblées, elles ont été choisies arbitrairement avec cependant comme unique contrainte, que la profondeur d'injection la plus profonde, ne devait pas dépasser la profondeur maximale du système racinaire du chou cabus ou brocoli extraite de dessins de Lore Kutschera par Céline Chevalier. Soit 66.6 cm pour le chou cabus et 89.4 cm pour le brocoli.

L'attribution des profondeurs d'injection aux parcelles s'est faite avec les objectifs suivants :

- Que chaque culture pure ou association recevrait une injection à une des 3 profondeurs choisies
- De maximiser au mieux la distance qui sépare des parcelles qui recevront des profondeurs d'injection différentes, afin d'éviter que la plante absorbe de l'eau marquée à une profondeur autre que la profondeur voulue.

Tableau 7: Tableau reprenant les parcelles d'intérêt pour l'expérience de marquage avec la profondeur d'injection, le nombre de plants sur la parcelle ainsi que la date de plantation

Sous parcelle	Culture	profondeur d'injection [cm]	nombre de plants	Date de plantation
1,1	brocoli	60	6	3 juillet 2020
3.1	chou cabus	60	6	3 juillet 2020
9.1	association	15	12	3 juillet 2020
9.2	chou cabus	15	6	3 juillet 2020
10.2	brocoli	15	6	3 juillet 2020
18.2	association	30	12	3 juillet 2020
1.3	association	60	12	3 juillet 2020
16.3	chou cabus	30	6	3 juillet 2020
12.4	chou cabus	60	6	3 juillet 2020
13.4	chou cabus	15	6	3 juillet 2020
15.4	brocoli	30	6	3 juillet 2020
5.5	chou cabus	30	6	3 juillet 2020

6.2.4 Concentration et volumes des eaux de marquage injectés

L'injection de l'eau marquée s'est faite via 3 points d'injection disposés entre les rangs de cultures.

Chacune de ces parcelles a reçu au maximum 1 L d'eau marquée par point d'injection dont la composition visée initialement était de 1000 ‰. Ceci correspond à une concentration et un volume d'eau marquée injecté par point d'injection, 3 fois plus élevé que les solutions utilisées par exemple dans les études de Beyer *et al.* (2016) et Goa *et al.* (2020).

L'élaboration des solutions s'est faite en mélangeant 5 litres d'eau de consommation avec 84 ml de solution pure à 99.8% d'oxyde de deuterium D₂O fourni par l'entreprise Cornec basée en France, dans des bouteilles en plastique de 5 L. Le calcul réalisé pour déterminer le volume de D₂O s'est fait sur base de calculs théoriques des ratios isotopiques de l'eau de ville et de la solution marquée, en utilisant les définitions mathématiques de signatures isotopiques (voir equation 7-8)

$$\delta^{2/1}H_{Label/VSMOW} = \left(\frac{R(\frac{2H}{1H})_{Label}}{R(\frac{2H}{1H})_{VSMOW}} - 1 \right) \times 1000 \quad (18)$$

Afin de déterminer les ratios isotopiques, l'équation peut être réécrite sous la forme suivante :

$$R(\frac{2H}{1H})_{label} = \left(\frac{\delta^{2/1}H_{label/VSMOW}}{1000} + 1 \right) \times R(\frac{2H}{1H})_{VSMOW} \quad (19)$$

sachant que l'on veut un $\delta^{2/1}H_{label/VSMOW} = 1000$ pour l'eau marquée, et que par définition $R(\frac{2H}{1H})_{VSMOW} = 0.000155$, on obtient que :

$$R(\frac{2H}{1H})_{label} = 0.00031 \quad (20)$$

On reproduit le même raisonnement pour déterminer le rapport isotopique de l'eau de ville, en partant sur l'hypothèse que $\delta^{2/1}H_{eau\ de\ ville/VSMOW} = -65$. On obtient :

$$R(\frac{2H}{1H})_{eau\ de\ ville} = 0.000145 \quad (21)$$

Le volume x de solution enrichie à 99.8% à ajouter aux 5 L d'eau de ville pour obtenir un $\delta^{2/1}H_{label/VSMOW} = 1000$ se calcule en isolant x de l'égalité suivante :

$$0.00031 * (5 + x) = 0.98 * x + 5 * 0.000145 \longrightarrow x = 0.00084 \text{ Litre} \quad (22)$$

Les solutions ont été préparées 15 jours avant l'injection en champs afin de permettre une homogénéisation de la solution. Au total, 40 litres de solution marquée ont été réalisées et réparties dans 8 bouteilles en plastique de 5 litres. Une semaine après que les solutions aient été préparées, 35 des 40 litres préparés ont ensuite été répartis dans 35 bouteilles en plastique de 1 L.

Par la suite, l'analyse de la concentration réelle a montré que les solutions marquées avaient comme signature isotopique 1193 ± 5.6 ‰ qui s'écarte donc de 19.3% de la valeur théorique calculée. Cet écart est potentiellement dû à une sous-évaluation de la composition isotopique de l'eau de ville utilisé pour le calcul.

6.2.5 Description des points d'injection du marquage isotopique

Chacune des parcelles de cultures pures mesure 120-130 cm de large et 140 cm de long. La distance entre les rangs et entre les plants d'une même parcelle dépend du type de pratique agricole

appliquée sur la parcelle (association ou culture pure) et de la variété de chou cultivée (chou cabus/brocoli).

Pour atteindre la profondeur souhaitée, l'eau marquée a été versée dans des tubes en PVC de 28 mm de diamètre, placés verticalement dans le sol (après avoir creusé un trou à la tarière) dont la profondeur maximale est celle visée par l'eau marquée. L'extrémité du tube enfoui a été bouchonné puis percée de 4 trous de 4 millimètres de diamètre. Ceci avait pour effet d'éviter que le tube ne se remplisse de terre une fois inséré dans le sol, et d'empêcher que l'eau marquée ne s'infilte dans le sol. Les tubes sortaient du sol à une hauteur de 15 cm maximum pour y faciliter le versement de l'eau marquée.

6.2.6 Mesures des teneurs en eau volumique et tension

Des mesures horaires de teneur en eau et tension ont également été prises au cours de la période allant du 06/07/2020 au 06/10/2020 via :

- 3 sondes 5TE qui mesurent la teneur en eau volumique [m^3/m^3] installées à 10 cm de profondeur sur 3 parcelles différentes. La parcelle [9,1] (association), la parcelle [9,2] (culture pure chou) et la dernière sonde sur la parcelle [10,2] (culture pure brocoli). La sonde mesure une permittivité diélectrique [S/m] qui est ensuite convertie en teneur en eau volumique via l'équation de Topp *et al.* (1980).
- 3 sondes Teros21 qui mesurent la tension de l'eau du sol exprimée en [kPa] ont également été installées à 10 cm de profondeur sur les mêmes parcelles que les sondes 5TE.

Des cannes tensiométriques ont été placées sur 9 parcelles. Chacune de ces 9 parcelles disposait de 3 cannes tensiométriques mesurant la tension à 30, 60 et 90 cm de profondeur (voir annexe E). Les mesures ont été faites à 11 reprises entre le 07/07/2020 et le 19/08/2020.

6.2.7 Disposition des tubes d'injection et tensiomètres

La disposition des tubes à injection et des tensiomètres sur les parcelles est représentée schématiquement sur les figures 10, 11, 12 ci-dessous. Sur chacune des figures sont indiquées en [cm] les dimensions des parcelles (longueur, largeur), les espaces inter-rangs et les espaces intra-plants dans une même rangée. Est indiqué également l'espace entre les tubes à injection et les cannes tensiométriques.

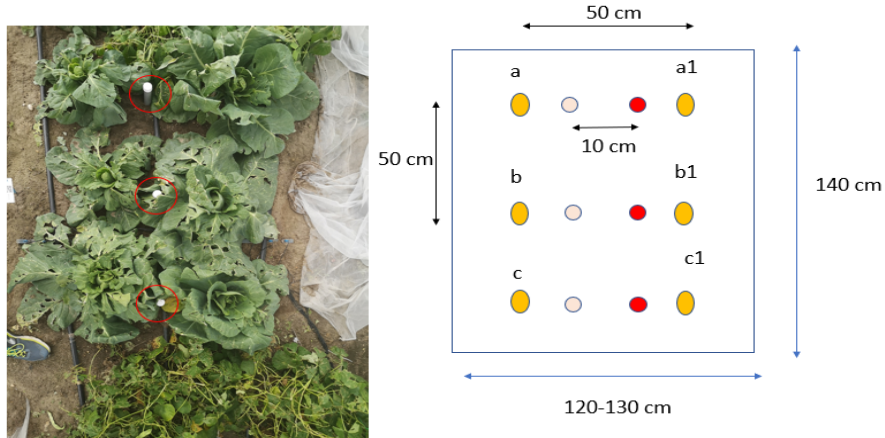


FIGURE 10: Photo de parcelle de chou prise le 18 juillet 2020 en culture pure. A droite la position schématique des tubes à injection en rose et des cannes tensiométriques en rouge

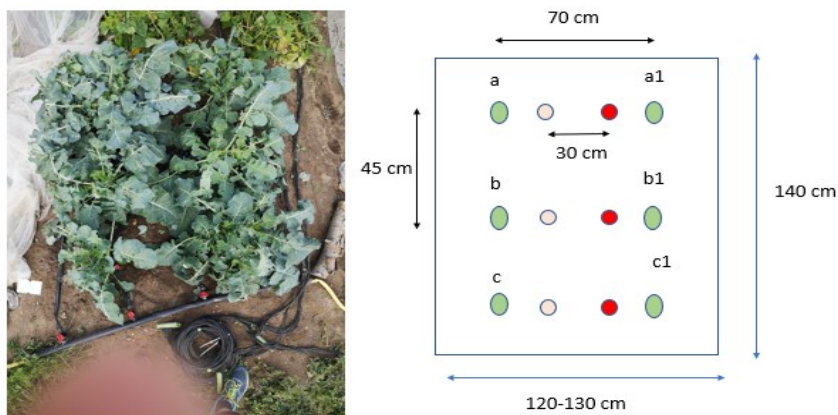


FIGURE 11: Photo de parcelle de brocoli prise le 18 juillet 2020 en culture pure. A droite la position schématique des tubes à injection en rose et des cannes tensiométriques en rouge

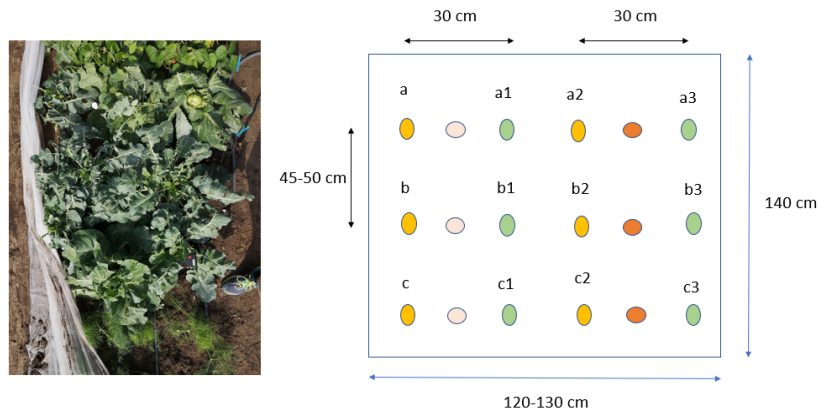


FIGURE 12: Photo de parcelle de culture intercalaire prise le 18 juillet 2020 en culture pure. A droite la position schématique des tubes à injection en rose et des cannes tensiométriques en rouge

6.3 Expérience de marquage : méthode

Afin de déterminer s'il y a eu absorption de l'eau marquée à la profondeur ciblée, 3 campagnes d'échantillonnage ont été réalisées et étalées dans le temps, entrecoupées par l'injection de l'eau marquée suivant la séquence chronologique ci-dessous :

1. 1^{ère} campagne d'échantillonnage qui s'est déroulée le 6 septembre 2020 de 8h28-9h48. Ils serviront d'échantillons témoins.
2. L'injection du litre d'eau marquée par points d'injection s'est faite le 6 septembre entre 9h58 et 11h45 pour la grande majorité des points d'injection.
3. 2^e campagne d'échantillonnage qui s'est déroulée le 6 septembre de 16h58-18h01
4. 3^e campagne d'échantillonnage qui s'est déroulée le lundi 7 septembre de 6h28-9h10

Le choix des dates des 6 et 7 septembre s'est fait de sorte à maximiser les chances que l'absorption d'eau par les plantes ait lieu. Les journées devaient être de préférence ensoleillées et sèches comme ce fut le cas le 6 et 7 septembre 2020. A cela s'ajoute le fait qu'on arrivait en fin de culture du brocoli ; ces deniers ont été récoltés le 15 septembre 2020.

6.3.1 1^{re} campagne d'échantillonnage (avant marquage isotopique)

La première campagne d'échantillonnage a eu lieu le dimanche 6 septembre entre 8h28 et 9h48. Tous les plants ayant survécu depuis leur plantation et dont la position est en a,b,c,a1,b1,c1 ont été échantillonnés 1 fois. Ceci exclut la parcelle [1,3] comprenant une association chou/brocoli car la quasi totalité des plants ne s'étaient pas développée depuis leur plantation en juillet.

Les échantillons consistent en des portions de feuilles de choux de 8 à 12 cm^2 , prélevées sur les feuilles situées le plus en hauteur sur les plants. Ces échantillons ont été pris soit à la main, soit à l'aide d'un cutter si nécessaire.

Lors de l'échantillonnage, chaque échantillon est placé dans un tube à essais de 12 ml (vWR, DURAN®). A chaque échantillon, les informations suivantes sont associées : la parcelle, la position du plant sur la parcelle, le type de plant échantillonné et l'heure de l'échantillonnage.

Au total 56 échantillons ont été récoltés. Les informations concernant les échantillons sont reprises dans le tableau 8 page suivante :

Tableau 8: Tableau reprenant la position des choux et brocolis échantillonnés sur la parcelle ainsi que le nombre d'échantillons récoltés

parcelle	plantes	position parcelle	nombre d'échantillons
1.1	brocoli	a,a1,b,b1,c1,c	6
3.1	chou	a,a1,,c,c1,b,b1	6
9,1	association	chou : a1,c1 / brocoli : a,b,c	5
9,2	chou	a1,b1,b,c1	4
10.2	brocoli	a1,c1,c	3
18,2	association	brocoli : c1,a1,b / chou : a,b,c	6
16.3	chou	a,b1,b,a1	4
12.4	chou	b,a1,a,c1,b1,	5
13,4	chou	b,c1,c,a1,b1,a	6
15.4	brocoli	a1,c,b1,b,a	5
5.5	chou cabus	b,a,a1,c1,b1,c	6
1.3	association	/	/
			total : 56

6.3.2 Injection de l'eau marquée

L'injection de l'eau marquée s'est faite en versant manuellement 1 Litre d'eau marquée dans chacun des 3 tubes présents sur les 11 parcelles échantillonnées avant l'injection (Tableau 9).

L'injection s'est d'abord faite sur les parcelles où la profondeur visée est de 60 cm, ensuite 30 cm et finalement pour les parcelles où la profondeur visée est de 15 cm.

Le tableau 9 reprend pour chacune des parcelles, le début de l'injection ainsi que la fin de l'injection. La fin de l'injection correspond à l'heure à laquelle au moins 2 tubes sur 3 ont reçu 1 litre de solution marquée. De manière générale, sur la plupart des parcelles, il a été relativement facile de verser au minimum 2 litres sur la parcelle via les tubes à injection. A l'exception des parcelles [12,4] et [9,2] où cela n'a pas été possible. Après retrait des tubes, il a été observé que ceux de la parcelle 12.4 étaient remplis de terre.

TABLEAU 9: Tableau représentant par parcelle le début et la fin de l'injection du marquage

parcelle	profondeur d'injection	heure début d'injection	heure fin d'injection
1.1	60	9 : 58	10 : 04
3.1	60	10 : 07	10 : 11
12.4	60	10 : 15	/
18.2	30	10 : 25	10 : 30
16.3	30	10 : 32	10 : 36
15.4	30	10 : 50	11 : 00
5.5	30	11 : 03	11 : 07
9.1	15	11 : 10	11 : 16
9.2	15	11 : 20	/
10.2	15	11 : 27	11 : 34
13.4	15	11 : 38	11 : 45

6.3.3 2ème et 3ème campagne d'échantillonnage

Les 2ème et 3ème campagnes d'échantillonnage ont eu lieu respectivement le dimanche 6 septembre 2020 de 16h58-18h01 et le lundi 7 septembre de 7h28 à 10h10. La première campagne a commencé environ 5 heures après l'injection de l'eau marquée, tandis que la seconde a débuté 20 heures après l'injection.

Ces 2 campagnes d'échantillonnage consistaient à ré-échantillonner une seconde et troisième fois les plants déjà échantillonnés avant marquage, ce qui conduit à 112 échantillons au total, soit 56 par campagne d'échantillonnage.

En plus de ces 112 échantillon, 14 échantillons supplémentaires ont été pris : ces derniers sont des échantillons pris aléatoirement sur des plants d'association dont la position n'est pas a,a1,b,b1,c1,c. Ces échantillons serviraient à évaluer l'éventuel déplacement horizontal de l'eau marquage, si ce dernier est absorbé par les plantes positionnées sur les rangs plus éloignés des tubes d'injection. Au total 126 échantillons ont été récoltés après marquage isotopique.

TABLEAU 10: Tableau reprenant la position des choux et brocolis échantillonnés sur la parcelle ainsi que le nombre d'échantillons récoltés

parcelle	plantes	position parcelle	nombre d'échantillon
1.1	brocoli	a,a1,b,b1,c1,c	12
3.1	chou	a,a1,,c,c1,b,b1	12
9,1	association	chou : a1,c1 / brocoli : a,b,c	10
9,2	chou	a1,b1,b,c1	8
10.2	brocoli	a1,c1,c	6
18,2	association	brocoli : c1,a1,b / chou : a,b,c	12
16.3	chou	a,b1,b,a1	8
12.4	chou	b,a1,a,c1,b1,	10
13,4	chou	b,c1,c,a1,b1,a	12
15.4	brocoli	a1,c,b1,b,a	10
5.5	chou cabus	b,a,a1,c1,b1,c	12
1.3	association	/	/
total :			112

TABLEAU 11: Tableau reprenant la position des choux et brocolis échantillonnés sur la parcelle ainsi que le nombre d'échantillons supplémentaires récoltés

parcelle	plantes	position parcelle	nombre d'échantillon
9,1	association	chou : a2,b2 / brocoli : b2	6
18,2	association	brocoli : a2,b2 / chou : a2,b2	8
1.3	association	/	/
total :			14

6.3.4 Echantillonnage du sol

Un profil de sol a été échantillonné sur une profondeur de 80 cm afin d’avoir une indication sur la composition isotopique de l’eau du sol. Au total 8 échantillons ont été pris, 1 tous les 10 cm. Le profil a été réalisé sur la parcelle E, le 11 septembre 2020, 3 jours après la dernière campagne d’échantillonnage.

6.3.5 Extraction cryogénique sous vide

La phase d’extraction sous vide consiste à chauffer l’échantillon (sol et plantes) dans un tube sous vide fermé. L’eau de l’échantillon est évaporée pour ensuite être congelée. Cette extraction cryogénique sous vide est la plus pratiquée pour réaliser l’extraction (Orlowski *et al.*, 2013). Après décongélation, l’eau de l’échantillon peut ensuite être analysée.

La phase d’extraction a été réalisée du 1er au 15 octobre 2020 au laboratoire ISOFYS de l’université de Gand.

La première étape de l’extraction vise à mettre sous vide (max 1 milli-bar) à l’aide d’une pompe, un système de verrerie composé de 3 éléments : le tube à essais contenant l’échantillon, un tube à essai de 12 ml pour récolter l’eau, un bras de verre qui connecte les 2 tubes. La mise sous vide se fait en cryogénisant avec de l’azote liquide l’échantillon, une fois les 3 composants connectés, comme le montre la figure 13



FIGURE 13: *Mise sous vide de l'échantillon*

Une fois le système mis sous vide, la deuxième étape consiste à placer l’échantillon dans un appareil chauffant à environ 100 degrés. Le tube à essai récoltant l’eau est placé dans un bac de refroidissement contenant de l’azote liquide pour permettre la congélation de l’eau évaporée (voir figure 14).

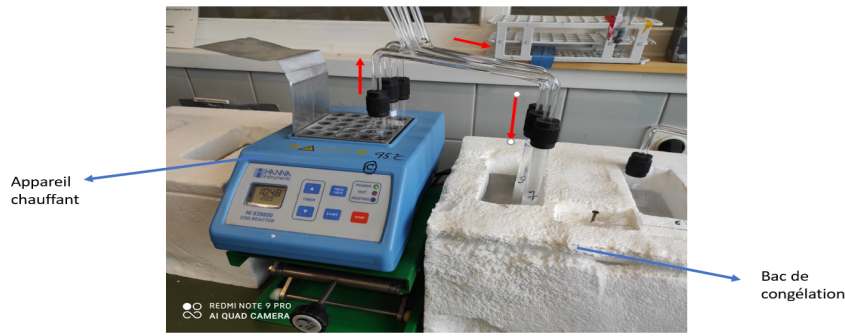


FIGURE 14: Phase de chauffe de l'échantillon. En rouge, le trajet suivi par l'eau

La phase de chauffe pour les échantillons de plantes dure environ 1 heure, tandis que pour les échantillons de sols, elle dure environ 4 heures. Le bras de verre connectant les 2 tubes à essais peut être également chauffé si l'on observe que de la vapeur d'eau se condense sur ses parois sous forme liquide, et ce, afin de maximiser la récolte d'eau.

Durant cette étape d'extraction, 5 échantillons n'ont pas pu être extraits, suite à l'éclatement du verre. Ces 5 échantillons étaient des échantillons de plantes.

TABLEAU 12: Echantillons n'ayant pas pu être extraits

parcelle	plantes	position parcelle	campagne d'échantillonnage
13,4	chou	b1	3eme
10,2	brocoli	c1	3eme
16,8	association	brocoli : c1	3eme
15,4	brocoli	a	3eme
18,2	association	chou : b2	3eme

Une fois les extractions réalisées, l'eau récoltée est ensuite décongelée à température ambiante. Une fois décongelée, un volume maximal de 2ml est ensuite transféré dans des pilluliers de 2ml à l'aide d'une pipette graduée.

6.3.6 Analyse de l'eau extraite

Les mesures de la signature des compositions isotopiques des échantillons ont été réalisées au Forschungszentrum à Jülich en Allemagne. Les compositions isotopiques ont été faites par spectroscopie par absorption laser dans un résonateur optique en anneau (CRDS - cavity Ring laser spectroscopie) par un Picarro 835.

Au total 154 échantillons de plantes ont pu être analysés sur les 177 échantillons de feuilles qui ont pu être extraits, tandis que sur les 8 échantillons de sols 6 ont pu être analysés.

6.3.7 Analyse statistique

La présentation graphique des résultats se fera via le logiciel ©MATLAB. Plusieurs fonction qu'offre ©MATLAB seront utilisées pour faciliter l'analyse statistique. Parmi ces fonctions, la fonction "std" permet de calculer l'écart-type d'un jeu de données (exprimé sous forme matricielle) ; la fonction "Mean" permet de calculer la moyenne ; La fonction "fitlm" qui fournit les paramètres du modèle de régression linéaire associée à un jeu de données.

6.4 Modélisation HYDRUS-1D

6.4.1 Paramètres de modélisation et période modélisée

Les modélisations tenteront donc d'évaluer dans un premier temps le comportement de l'eau dans le sol, et dans un second temps celui du traceur sous l'effet d'une absorption racinaire, sur la période allant du 1er au 15 septembre 2020 (360 heures) sur une profondeur de sol de 140 cm. L'injection du traceur a commencé le 06 septembre aux alentours de 10h00 (à $t = 130$ heure).

Afin de modéliser le mouvement d'eau dans le sol ainsi que celui du traceur sous l'effet d'une absorption racinaire, HYDRUS-1D nécessite que l'on définisse un certain nombre de paramètres. Les principaux sont les suivants :

- Les dimensions du profil de sol, le nombre d'horizons et leur texture/granulométrie.
- Les propriétés hydrauliques des différents horizons
- Les conditions initiales du système (teneur en eau et tension).
- Les conditions aux limites du système (p.ex.présence de nappe)
- La profondeur du système racinaire, sa densité racinaire.

6.4.2 Données à disposition

N'ayant pas eu accès aux appareils de laboratoire permettant de déterminer les paramètres hydrauliques du sol durant l'année, les modélisations réalisées dans la suite de ce mémoire utiliseront les données ci dessous :

- L'analyse granulométrique de sols provenant du mémoire de Vincent Potvin, elle-mêmes extraites du mémoire du Pr. Bruno Delvaux réalisés en 1978 à la Ferme de Lauzelle.
- Des valeurs de Point de flétrissement permanent (PFP) et de capacité au champs (CAC) faites par Céline Chevalier en 2019, réalisées à la Ferme de Lauzelle dans le cadre de sa thèse.
- Données météorologiques provenant d'une station météorologique appartenant au Centre wallon de Recherches agronomiques CRA-W et présente sur le site de Louvain-La-Neuve.
- Les données de tension et de teneur en eau mesurées par les sondes à 10 cm de profondeur (voir figures 6 et 7)

6.4.2.1 Détermination des paramètres hydrauliques du sol

Les propriétés hydrauliques des différents horizons vont être obtenues grâce aux données texturales de Bruno Delvaux et des valeurs de teneur en eau volumique calculées par Céline Chevalier via la méthode des casseroles à pression, grâce à la fonction "Neural Network Prediction" d'HYDRUS-1D. Ce dernier est capable sur base de données texturales, de densité apparente et de 1 ou 2 valeurs de teneur en eau volumique de prédire les paramètres de la courbe de rétention ainsi que les paramètres de la courbe de conductivité. Les paramètres hydrauliques obtenus par horizon sont repris dans le tableau 13.

Tableau 13: Tableau reprenant les valeurs des paramètres hydrauliques obtenus via le "Neural Network prediction" d'HYDRUS-1D

Horizon	Prof. [cm]	θ_r	ϕ	α	n	Ks	λ
Ap	0-15	0.0307	0.5045	0.0177	1.36	3.86	0.5
A2	15-40	0.0669	0.4492	0.005	1.6658	0.807	0.5
B1	40-65	0.0791	0.4624	0.0064	1.573	0.479	0.5
B21t	65-105	0,0788	0,4595	0,0062	1,6	0,4962	0,5
B22t	105-140	0,0828	0,4638	0,0066	1,5798	0,446	0,5

6.4.2.2 Calcul du point du PFP et CAC

Le calcul de la (CAC) et du (PFP) a été fait pour 3 échantillons par la méthode des casseroles à pression du laboratoire du GERU. Les casseroles à pression permettent de réaliser la courbe de rétention sur une gamme de valeurs de succion allant de 0.1 [10 KPa] à 15 bar [1500 KPa], ou exprimé en pF, respectivement 2 et 4,2. Les échantillons ont été récoltés sur les 10-15 premiers centimètres de la parcelle maraîchère E .

Les PFP et CAC ainsi que les densités apparentes pour les 3 échantillons sont reprises dans le tableau 14 ci-dessous :

Tableau 14: Tableau reprenant les valeurs de PFP et CAC et la densité apparente calculés par Céline Chevalier

n°échantillon	CAC [cm^3/cm^3]	PFP [cm^3/cm^3]	densité apparente [g/cm^3]
13-1	0.314	0.09	0.916
13-2	0.238	0.08	0.798
13-3	0.251	0.11	0.941

En moyenne, on a une valeur de CAC de 0.267 [cm^3/cm^3], un PFP de 0.0833 [cm^3/cm^3] et une densité apparente de 0.885 [g/cm^3]. Nous utiliserons les valeurs moyennes pour déterminer la courbe de rétention. A noter que les 2 teneurs en eau du sol que le "Neural Network" peut utiliser pour déterminer les paramètres de la courbe de rétention sont ceux correspondant à une pression de 33 KPa et de 1500 KPa. La CAC sera définie comme la valeur de teneur en eau du sol pour une pression appliquée de 33 KPa et le PFP comme la valeur de teneur en eau pour une pression de 1500 KPa

6.4.2.3 Données tension capteur et teneur en eau

Les données de teneur et tension vont permettre d'établir un couple de points teneur en eau et pF à 10 cm de profondeur pour chaque parcelle où les mesures ont été réalisées. Les 2 sondes sont placées à 10 cm approximativement l'une de l'autre en champs. Les données de tension serviront également à fixer les conditions initiales en tension à 10 cm de profondeur. Nous partirons sur l'hypothèse d'un profil de tension linéaire sur 140 cm.

6.4.2.4 Calcul de l'évapotranspiration potentielle

La station CRA-W de Louvain-la-Neuve effectue des mesures sur base horaire et journalière (Source : CRA-W/Agromet.be). Pour les mesures en base horaire, les données fournies par la station sont :

- Ensoleillement en [W/cm^2]
- Humidité relative en [%]

- Pluie [mm]
- Température de l'air [°C]
- Vitesse du vent à 2m du sol [m/s]

Grâce à ces données combinées à des paramètres auxiliaires (comme l'altitude, le jour de l'année, l'altitude), l'évapotranspiration potentielle de référence ET_0 [mm/jour], sur base horaire a pu être calculée. L'équation fournie par la FAO est la suivante :

$$ET_0 = \frac{0.498\Delta(R_n - G) + \gamma \left(\frac{37}{T_{hr} + 273} \right) U_2 (e^\circ(T_{hr}) - e_a)}{\Delta + \gamma(1 + 0.34u_2)} \quad (23)$$

avec,

- R_n : la radiation net arrivant à la surface [$MJm^{-2}Heure^{-1}$]
- G : densité de flux de chaleur du sol [$MJm^{-2}Heure^{-1}$]
- T_{hr} : la température de l'air moyenne horaire [°C]
- Δ la pente de la courbe de saturation de vapeur a T_{hr} [$KPa^\circ C^{-1}$]
- γ : la constante psychométrique [$KPa^\circ C^{-1}$]
- $e^\circ(T_{hr})$: la pression de vapeur saturante à T_{hr} [KPa]
- e_a : la moyenne horaire de la pression de vapeur horaire
- U_2 : la moyenne horaire de la vitesse du vent [$m s^{-1}$]

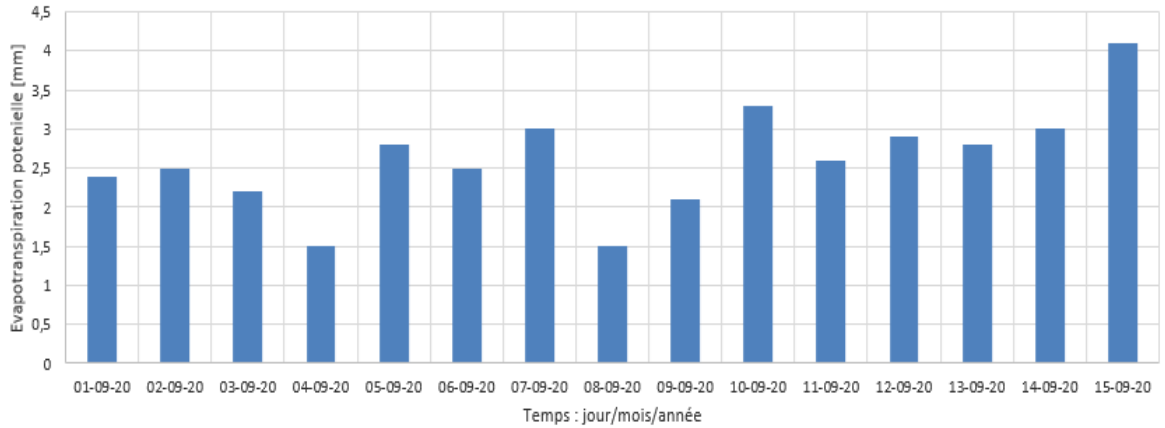


FIGURE 15: Evapotranspiration potentielle [ET_0] cumulée journalière sur la période allant du 1/09/2020 au 15/09/2020

Ces données ont permis par la suite de déterminer l'évapotranspiration de la culture sous conditions standards ETC, une fois multipliée par un coefficient cultural $Kc[-]$ dont la valeur en fin de saison fourni par la (FAO,2021) est de 0.9 ($ETc = Kc * ET_0$). Les conditions standards font référence à des cultures qui se développent dans de larges champs et sous des conditions agronomiques et de teneur en eau du sol favorables au bon développement des plants. Même si ces conditions ne sont probablement pas satisfaites, nous ferons l'hypothèse que ces conditions sont respectées.

Ces valeurs horaires ETc [mm] calculées seront définies comme étant les valeurs de transpiration potentielle lors des simulations HYDRUS.

6.4.3 Calcul de la profondeur racinaire maximale

Pour définir la profondeur racinaire maximale qui sera utilisée pour les simulations, 2 approches ont été envisagées :

- Une première approche basée sur les données de profondeurs extraites par Céline Chevalier des dessins de Lore Kutschera, et de diverses sources bibliographiques.
- Une seconde approche basée sur le calcul du stock d'eau et de la transpiration potentielle déterminée via l'équation de Penman-Monteith

L'idée est de déterminer la profondeur racinaire maximale qui serait nécessaire pour que la variation du stock d'eau mesurée sur une profondeur et période donnée, soit égale à la transpiration potentielle. Ne disposant que des mesures de teneur en eau à 10 cm de profondeur, une série d'hypothèses ont dû être formulées :

- La variation d'eau calculée sur les 15 premiers centimètres (premier horizon où se situe la sonde de teneur en eau) est représentative de la variation temporelle d'eau que l'on observerait sur les autres horizons sur la même période de temps.
- Le système racinaire du chou et brocoli sont de type rectangulaire, signifiant que la distribution racinaire est égale tout le long du profil racinaire
- On considère que, durant la période de simulation, la profondeur maximale du système racinaire ne change pas

Connaissant la composante transpiratoire potentielle sur 15 jours exprimée en [mm] calculée sur base de l'ETo cumulée, on peut déterminer la fraction a que représente la variation du stock d'eau par rapport à la transpiration totale sur les 15 jours. $T_{P_{1-15}}$.

$$a = \frac{|\Delta S_{1-15}|}{T_{P_{1-15}}} = \frac{\Delta \theta_{1-15} * 150}{T_{P_{1-15}}} \quad (24)$$

Une fois ce nombre déterminé, la profondeur maximale racinaire L_R [mm] se calcule :

$$L_R = \frac{150}{a} \quad (25)$$

Ce raisonnement sera fait pour les 3 parcelles où les teneurs en eau ont été mesurées. Les résultats obtenus sont regroupés dans le tableau 15 suivant :

Tableau 15: Tableau reprenant les profondeurs racinaires L_R maximales calculées via les données de sondes et d'évapotranspiration pour les 3 parcelles

Parcelle	culture	a [-]	L_R [mm]	L_R [cm]
9.1	association	0.17	860	86
10.2	brocoli	0.15	1005	100.5
9.2	chou	0.284	527	52.7

Les résultats des profondeurs racinaires obtenus pour les cultures de brocoli et chou donnent des résultats différents de ceux obtenus dans les études décrites plus haut. Pour le chou blanc, la valeur de 52.7 cm obtenue, bien que faible, est proche de celle fournie par la FAO 2021, mais semblent s'écarter de celles établies par les études de Hefner et al., 2009, Seidal et al., 2017 et de Krintensen et Thorup Krintensen (2007).

Quant au brocoli, la valeur de profondeur maximale obtenue de 100.5 cm est supérieure aux 2 sources bibliographiques que sont l'étude de Tanwar et al., 2014 et des dessins de Lore Kutschera.

7 Résultats

7.1 Résultats des analyses isotopiques et représentation graphique

Les résultats sont présentés sous la forme d'un graphe dit "Dual isotope plot". Il s'agit de représenter la relation entre $^{18/16}O$ et $^{2/1}H$ exprimée en [%o] pour chacun des échantillons de sols et

de plantes obtenus suite à l'analyse faite en Allemagne. Les résultats obtenus pour les plants de choux et de brocoli seront présentés séparément afin de simplifier l'interprétation des résultats.

Une fois les échantillons séparés sur base du type de plants, 2 filtres seront appliqués séparément :

1. Un premier filtre qui vise à identifier les échantillons sur base de la campagne d'échantillonnage. On désire ici mesurer l'effet de la temporalité sur la composition isotopique de l'échantillon.
2. Un deuxième filtre qui vise à identifier les échantillons sur base du traitement appliqué, c'est-à-dire à la profondeur à laquelle l'eau marquée a été injectée et du type de culture pratiquée (association/culture pure). Ceci nous permet d'évaluer l'effet potentiel qu'aurait l'association de cultures sur la composition isotopique des échantillons.

Sur chaque graphe est représentée également, la "Local Meteoric Water Line" (LMWL).

Pour rappel, la LMWL représente la relation statistique qui lie les valeurs de ^{18}O et 2H de l'eau de pluie mesurée mensuellement, pour une région donnée du monde (Giustini *et al.*, 2016). La LMWL utilisée dans les graphes suivants a été calculée sur base de données extraites du GNIP ("Global network of isotopes in precipitation") de L'IAEA ("International Atomic Energy Agency"). Les données proviennent d'une campagne d'échantillonnage d'eau de pluie qui s'est déroulée entre 1966 et 1970 dans la province de Liège.

7.1.1 Plants de brocolis

7.1.1.1 Mesure de l'effet de la temporalité

Sur le graphe ci-dessous est représentée la totalité des échantillons de brocoli et de sols. Chaque point rond représente un brocoli tandis que les carrés représentent un échantillon de sol.

Les ronds bleus vides sont les échantillons de brocolis récoltés avant marquage isotopique. Les ronds pleins de même couleur représentent des échantillons récoltés lors d'une campagne d'échantillonnage donnée après marquage.

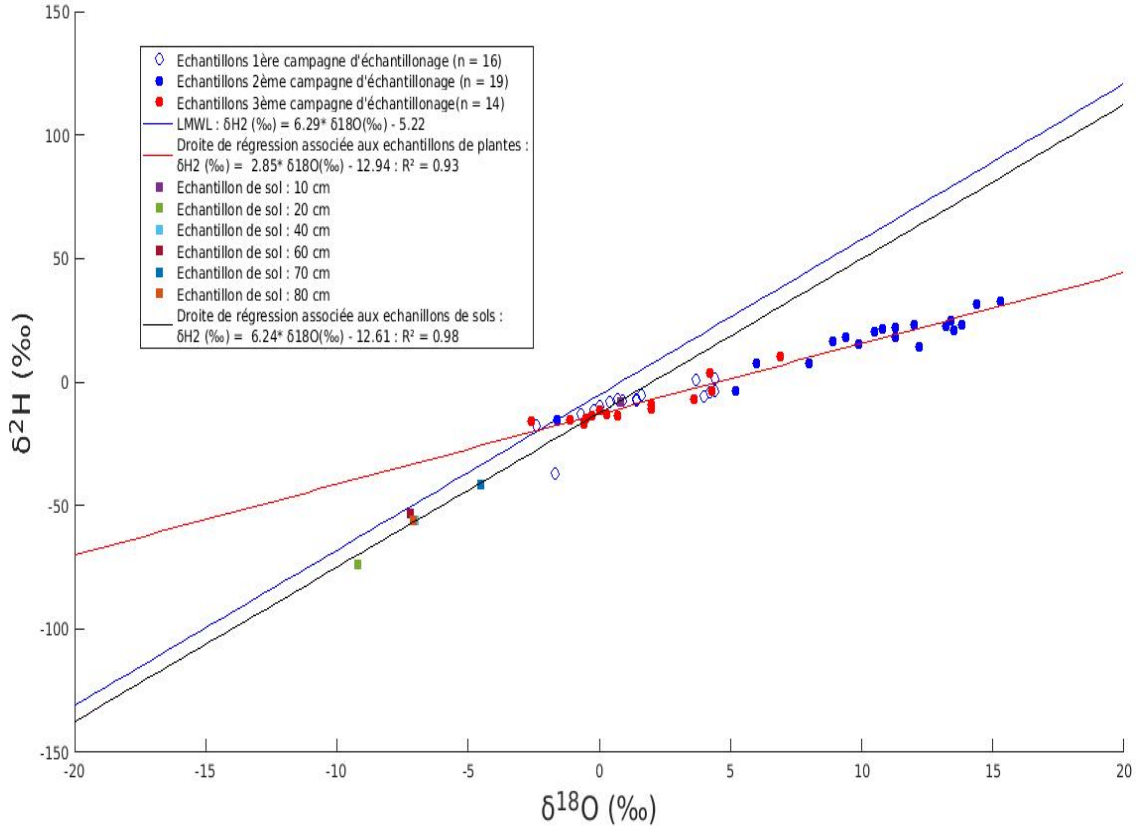


FIGURE 16: "Dual isotope plot" reprenant les compositions isotopiques en δ^2H et $\delta^{18}O$ des échantillons de brocoli et de sols. Dans ce cas-ci, les échantillons de brocoli sont classés selon la campagne d'échantillonnage.

On voit que globalement les échantillons d'eau de feuilles de brocoli se répartissent le long d'une droite (régression linéaire, en rouge sur le graphe) dont l'équation est la suivante :

$$\delta^2H = 2.85 \times \delta^{18}O - 12.94 \quad (26)$$

avec un coefficient de détermination $R^2 = 0.93$. Le modèle exprime donc en grande partie la variabilité de $\delta^{2/1}H$ que l'on observe.

Les échantillons de sol se répartissent le long d'une droite, presque parallèle à la LMWL. Son équation est :

$$\delta^2H = 6.24 \times \delta^{18}O - 12.61 \quad (27)$$

Tableau 16: Moyennes et écart-types des δ^2H et $\delta^{18}O$ par campagne d'échantillonnage

	δ^2H		$\delta^{18}O$	
	Moyenne	Ecart-type	Moyenne	Ecart-type
1 ^{ère} campagne d'échantillonnage	-8.91	8.78	1.38	2.2
2 ^{ème} campagne d'échantillonnage	16.84	11.45	10.39	3.98
3 ^{ème} campagne d'échantillonnage	-9.37	7.96	1.35	2.60

De l'analyse graphique des résultats ainsi que de l'analyse statistique nous pouvons tirer les 2 observations suivantes :

- La signature des échantillons pris avant marquage, le dimanche 6 septembre entre 8h28-9h48, semble se superposer aux signatures des échantillons pris lors de la 3^{ème} campagne d'échantillonnage, c'est-à-dire le lundi 7 septembre entre 6h28-9h10. Le calcul des moyennes et des écart-type pour les 2 isotopes confirment l'observation.
- Les échantillons pris lors de la 2^{ème} campagne en fin de journée semblent former un autre groupe à part mais appartenant statistiquement à la même droite de régression.

On voit donc apparaître un processus d'enrichissement suivi d'une diminution de la signature isotopique en isotopes ^{18}O et 2H au cours du temps. L'enrichissement semble se faire la journée, tandis que la baisse s'opère la nuit.

Cette première analyse nous permet déjà de faire l'hypothèse qu'il est fort peu probable que les plants de brocoli aient absorbé de l'eau de marquage. Si cela avait été le cas, les $\delta^{2/1}H$ des échantillons de plantes aurait dû avoir des valeurs s'écartant de manière plus significative par rapport aux $\delta^{2/1}H$ des échantillons témoins, pris avant marquage et n'auraient pas atteint si rapidement (en moins de 24 heures) une valeur proche de celles initialement mesurées avant marquage. En effet, lors de différentes études de cas détaillées plus haut, les auteurs notent que si absorption de l'eau marquée il y a, l'enrichissement isotopique au sein de la feuille s'observe durant plusieurs jours après marquage en fonction du type de plante (Kumalstiki *et al.*, 2010 ; Beyer *et al.*, 2016).

7.1.1.2 Mesure de l'effet de la pratique culturale

Sur le graphe ci-dessous est représentée la totalité des échantillons de brocoli et de sols. Chaque point rond représente un brocoli tandis que les carrés représentent un échantillon de sol. Les ronds creux sont les échantillons de brocoli récoltés avant marquage. Les points de même couleur représentent des échantillons de brocoli d'une même parcelle, caractérisée par un type de culture (culture pure ou association) et par une profondeur d'injection unique.

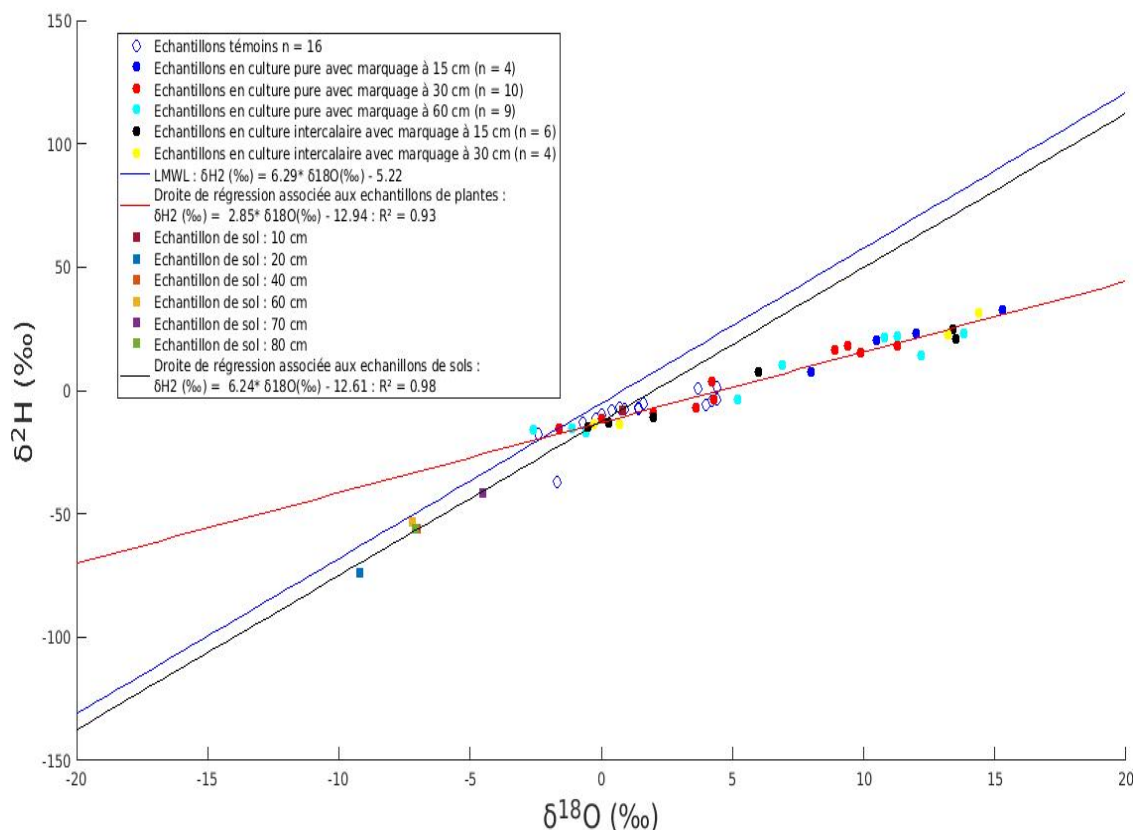


FIGURE 17: "Dual isotope plot" reprenant les compositions isotopiques en δ^2H et $\delta^{18}O$ des échantillons de brocoli et de sols. Dans ce cas-ci, les échantillons de brocolis sont classés selon la culture pratiquée (culture pure/intercalaire) et la profondeur d'injection sur la parcelle

Tableau 17: Moyennes et écart-types δ^2H et $\delta^{18}O$ par injection et culture pratiquée sur la parcelle

	δ^2H		$\delta^{18}O$	
	Moyenne	Ecart-type	Moyenne	Ecart-type
Injection 15 cm/culture pure	20.92	10.44	11.45	3.05
Injection 30 cm/culture pure	2.52	13.47	5.2	4.45
Injection 60 cm/culture pure	4.26	17.32	6.22	16.31
Injection 15 cm/culture mixte	2.41	17.71	5.78	6.34
Injection 30 cm/culture mixte	6.72	23.7	7.3	7.87

Contrairement à l'analyse temporelle de la signature iso. des échantillons, il est très difficile graphiquement d'observer un quelconque effet du traitement appliqué à la sous-parcelle (profondeur d'injection) ou du type de culture qui y est appliquée (culture pure ou association) tellement les points semblent se répartir de manière aléatoire le long de la droite de régression (voir équation

18).

A l'exception des échantillons pris sur la parcelle où l'injection s'est faite à 15 cm en culture pure, ou la moyenne est légèrement plus importante pour les 2 isotopes, l'analyse des écart-types et moyennes ne nous permet pas de tirer une quelconque conclusion. Ces derniers pour les 2 isotopes restent dans le même ordre de grandeur.

7.1.2 Plants de chou

7.1.2.1 Mesure de l'effet de la temporalité

Sur le graphe ci-dessous est représentée la totalité des échantillons de chou et de sols pour lesquels l'analyse de la composition isotopique a pu avoir lieu. Chaque point rond représente un échantillon de chou tandis que les carrés représentent un échantillon de sol. Les ronds bleus creux sont les échantillons de chou récoltés avant marquage. Les points de même couleur représentent des échantillons récoltés lors d'une campagne d'échantillonnage donnée.

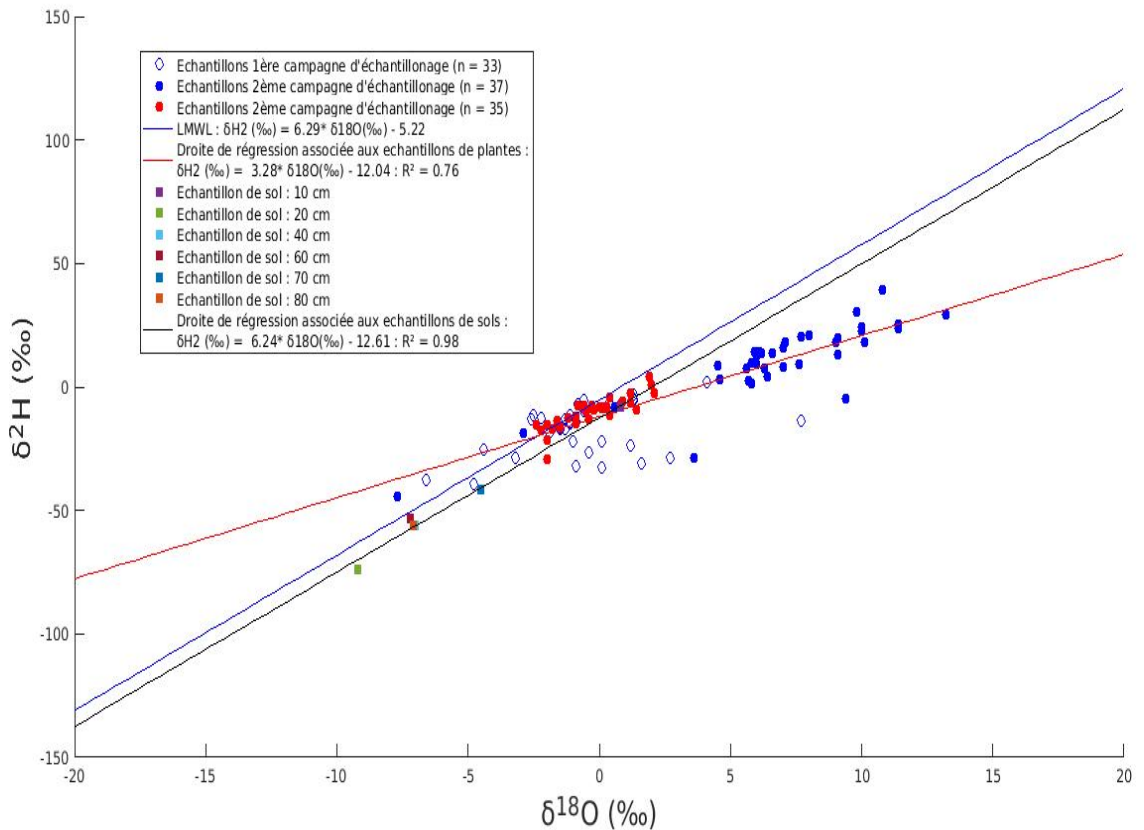


FIGURE 18: "Dual isotope plot" reprenant les compositions isotopiques en δ^2H et $\delta^{18}O$ des échantillons de chou et de sols. Dans ce cas-ci, les échantillons de chou sont classés selon la campagne d'échantillonnage.

Comme pour les échantillons de brocoli, on voit que globalement les échantillons d'eau de feuilles de chou se répartissent le long d'une droite (régression linéaire, en rouge sur le graphe) dont l'équation est la suivante :

$$\delta^2H = 3.28 \times \delta^{18}O - 12.04 \quad (28)$$

avec un coefficient de détermination $R^2 = 0.76$. Le modèle exprime donc en grande partie la variabilité de $\delta^{2/1}H$ que l'on observe.

Le tableau 18 page reprend les moyennes et variance calculées par campagne d'échantillonnage.

Tableau 18: Moyennes et écart-types des δ^2H et $\delta^{18}O$ par campagne d'échantillonnage

	δ^2H		$\delta^{18}O$	
	Moyenne	Ecart-type	Moyenne	Ecart-type
1 ^{ère} campagne d'échantillonnage	-17.46	10.45	-0.62	2.58
2 ^{ème} campagne d'échantillonnage	10.66	15.95	6.8	3.87
3 ^{ème} campagne d'échantillonnage	-10.24	6.27	-0.30	1.25

De l'analyse graphique des résultats ainsi que de l'analyse statistique nous pouvons tirer les observations similaires à celles observées pour les échantillons de brocoli.

- La signature des échantillons pris avant marquage, le dimanche 6 septembre entre 8h28-9h48, semble se superposer, pour la plupart des échantillons, aux signatures des échantillons pris lors de la 3^{ème} campagne d'échantillonnage, c'est-à-dire le lundi 7 septembre entre 6h28-9h10. En effet leurs moyennes sont proches comparé à celles de la 2^{ème} campagne.
- Les échantillons pris lors de la 2^{ème} campagne en fin de journée semblent former un autre groupe à part mais appartenant statistiquement à la même droite de régression (à l'exception de 4 points sur 37).

On observe le même processus observé avec les échantillons de brocoli, c'est-à-dire un enrichissement suivi d'une diminution de la signature isotopique en isotopes ^{18}O et 2H au cours du temps. L'enrichissement semble se faire la journée, tandis que la baisse s'opère la nuit.

Cette première analyse nous permet déjà de faire l'hypothèse qu'il est fort peu probable que les plants de chou aient également absorbé de l'eau de marquage. Si cela avait été le cas, les $\delta^{2/1}H$ des échantillons de plantes aurait dû avoir des valeurs s'écartant de manière plus significative par rapport aux $\delta^{2/1}H$ des échantillons témoins, pris avant marquage et n'auraient pas atteint si rapidement, en moins de 24 heures, leurs valeurs initiales.

7.1.2.2 Mesure de l'effet de la pratique culturale

Sur le graphe ci-dessous est représentée la totalité des échantillons de chou et de sols pour lesquels l'analyse de la composition isotopique a pu avoir lieu. Chaque point rond représente un chou tandis que les carrés représentent un échantillon de sol.

Les ronds creux sont les échantillons de chou récoltés avant marquage. Les points de même couleur représentent des échantillons de chou qui ont reçu l'injection à la même profondeur et qui étaient soit en culture pure soit en association.

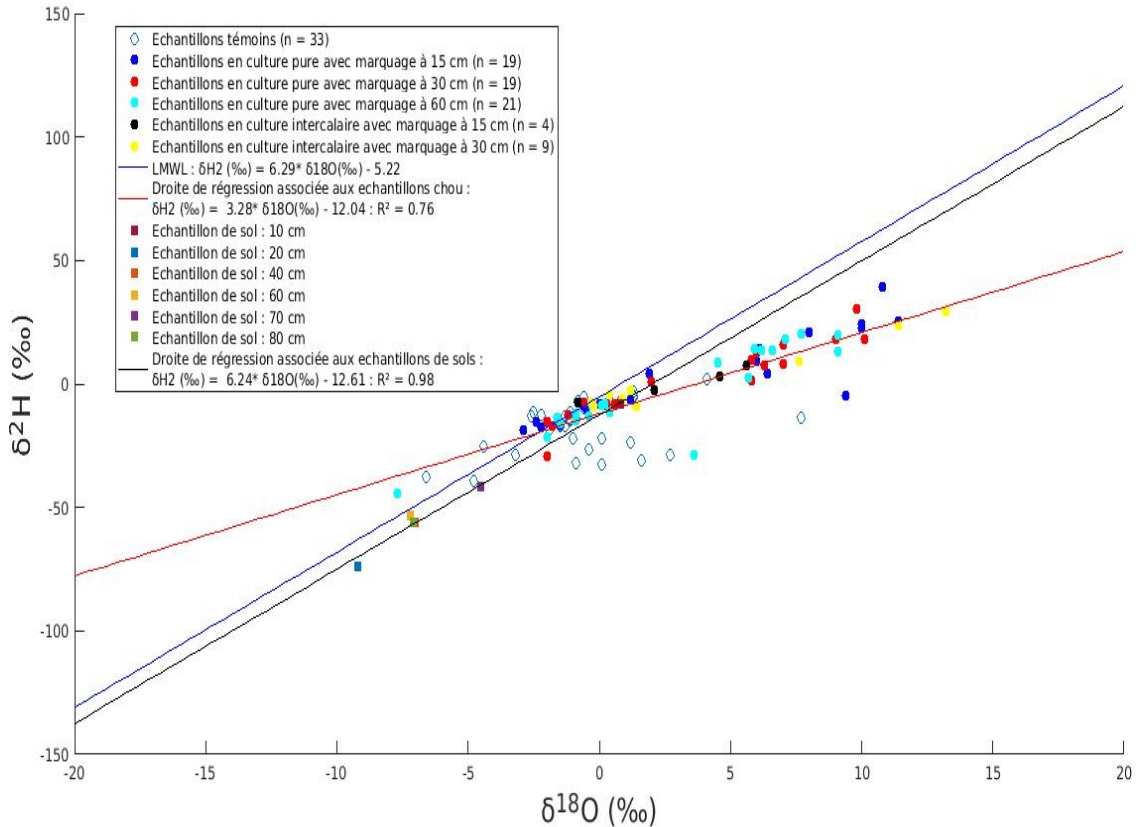


FIGURE 19: "Dual isotope plot" reprenant les compositions isotopiques en δ^2H et $\delta^{18}O$ des échantillons de chou et de sols. Dans ce cas-ci, les échantillons de brocolis sont classés selon la culture pratiquée (culture pure/intercalaire) et la profondeur d'injection sur la parcelle

Tableau 19: Moyennes et écart-types des δ^2H et $\delta^{18}O$ par injection et culture pratiquée sur la parcelle

	δ^2H		$\delta^{18}O$	
	Moyenne	Ecart-type	Moyenne	Ecart-type
Injection 15 cm/culture pure	4.15	17.57	4.22	5.18
Injection 30 cm/culture pure	0.5	15.06	3.32	4.27
Injection 60 cm/culture pure	-3.63	17.64	2.42	4.49
Injection 15 cm/culture mixte	0.1	6.75	2.87	2.85
Injection 30 cm/culture mixte	2.64	14.60	3.95	5.31

On voit qu'identifier les échantillons sur base de la profondeur d'injection appliquée et la pratique agricole ne nous permet pas non plus d'observer un quelconque effet de ces dernières, comme ob-

servé précédemment avec les plants de brocoli. Si on regarde les valeurs obtenues pour δ^2H , les moyennes pour l'ensemble des traitements et types de culture appliqués restent dans le même ordre de grandeur avec un maximum de 4.15 pour l'injection à 15 cm en culture pure et minimum de -3.63 pour l'injection à 60 cm en culture pure. Quand aux écarts-types on voit que ces derniers restent pour la plupart dans le même ordre de grandeur (à l'exception des échantillons de la parcelle en culture mixte où l'injection s'est faite à 15 cm. Ceci pour être expliqué en partie par le faible nombre d'échantillons qui ont pu être analysés (4) comparé aux autres traitements/type de culture).

Quant aux valeurs de moyenne et écart-types obtenus pour l'isotope $\delta^{18}O$, elles sont fort similaires, aussi bien pour la moyenne que pour les écart-types. On n'observe pas de différence sensible entre les différents traitements/culture.

7.1.3 Conclusion des analyses isotopiques

De l'analyse de l'évolution temporelle de la signature isotopique des échantillons de brocoli et de chou, on peut difficilement affirmer que les plants de brocoli et de chou ont absorbé l'eau marquée à moins que la quantité absorbée soit tellement faible que cela ne se remarque pas statistiquement. Si il y avait eu absorption, on aurait dû observer, pour les échantillons récoltés après marquage, une signature isotopique en deutérium (δ^2H) beaucoup plus importante.

Ce que l'on observe cependant est un phénomène d'enrichissement conséquent de la transpiration, qui fut observé pour la première fois par Gionfantani *et al.* (1965) (Cernusak *et al.*, 2016).

Ce cycle diurne d'enrichissement-appauvrissement suit généralement la séquence suivante (Cernusak *et al.*, 2016) :

- un enrichissement qui se fait durant la journée jusqu'à atteindre un maximum en début d'après-midi.
- un minimum à l'aube qui reflète un changement de la composition isotopique durant la nuit, quand la plante ne transpire plus.

On peut donc affirmer que les plantes ont effectivement transpiré, et donc absorbé de l'eau mais non enrichie en deutérium ou en quantité trop faible pour être observé après analyse.

Outre le fait que l'on ne peut rien tirer de l'analyse de l'évolution temporelle de la signature isotopique, il n'en ressort pas plus d'informations concernant l'effet de la culture ou de la profondeur à laquelle l'eau marquée a été injectée (étant donné qu'il n'a pas été absorbé). Aucun schéma clair ne ressort des analyses statistiques des résultats.

Il serait donc intéressant en deuxième analyse, d'évaluer les raisons de la non-absorption de l'eau marquée par la plante. Dans la suite de ce mémoire seront menées plusieurs tentatives, à travers une série de modélisations HYDRUS-1D, pour tenter de comprendre le comportement du traceur sur base des données de terrain dont nous disposons.

7.2 Evolution de la tension et teneur en eau

On observe une évolution relativement similaire de la teneur en eau tout au long de la prise de mesure pour les parcelles [9,1] et [10,2]. La parcelle [9,2] ayant généralement une teneur en eau supérieure tout le long de la prise de mesure. L'augmentation abrupte de la teneur en eau que l'on observe simultanément pour les 3 sondes est la conséquence d'une succession de pluies qui ont eu lieu du 23/09/2020 au 28/09/2020 dont le cumul est de 70.4 mm. On observe également que les teneurs en eau mesurées par les 3 sondes semblent se stabiliser aux alentours d'une teneur en eau de 0.3 [cm³/cm³], avec une légère augmentation sur la fin de la prise de mesures.

Quant à l'évolution de la tension, la tendance est similaire pour les trois parcelles jusque début septembre. A partir de début septembre, on observe une baisse progressive de la tension mesurée sur les parcelles [10,2] et [9,1]. Cette baisse allant jusque -2000 KPa pour la parcelle [10,2] et -6000 Kpa pour la parcelle [9.1]. Pour la parcelle [9.2] on observe également une baisse de la tension, en décalé par rapport aux 2 autres parcelles et dont le minimum de tension observée ne dépasse pas les -1000 Kpa.

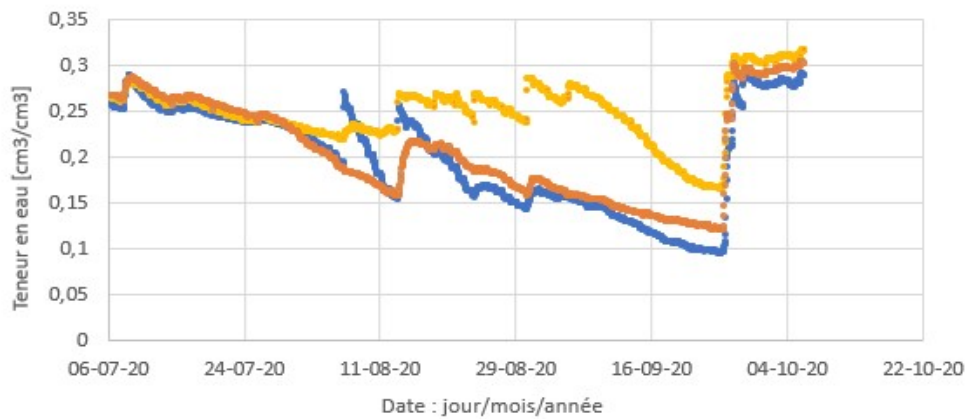


FIGURE 20: Evolution de la teneur en eau mesurée à 10 cm de profondeur sur la période allant du 6/07/2020 au 6/10/2020

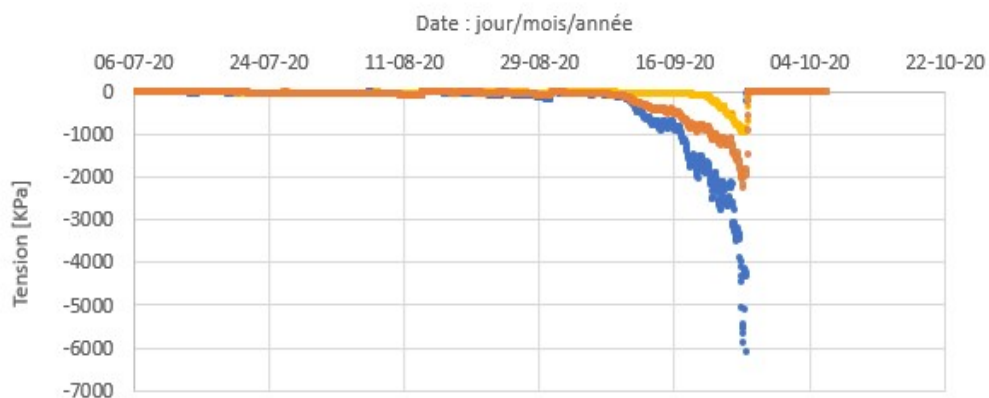


FIGURE 21: Evolution de la tension mesurée à 10 cm de profondeur sur la période allant du 6/07/2020 au 6/10/2020 en KPa

7.3 Résultats des modélisations HYDRUS-1D

7.3.1 Couples de points teneur en eau/tension

La figure 22 ci-dessous reprend l'ensemble des couples de points teneur en eau/tension établies via les sondes placés à 10 cm, entre le 1 septembre et 15 septembre, pour les 3 parcelles ([9.1], [10.2], [9.2]).

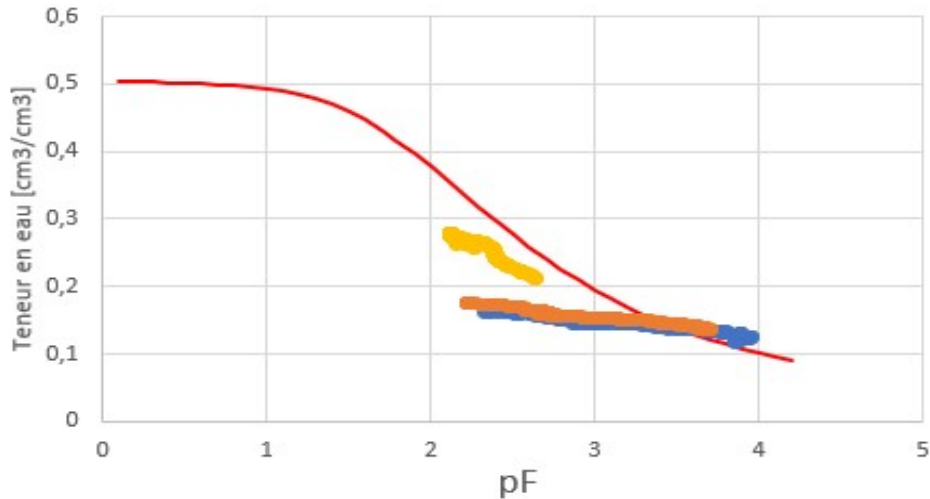


FIGURE 22: La figure reprend les couples de points teneur en eau/pF pour l'ensemble des mesures prises par les 3 sondes. Les points bleus sont les couples de points teneur en eau/pF pour la parcelle [9.1]. Les points oranges sont les couples de points teneur en eau/pF pour la parcelle [10.2]. Les points jaunes sont les couples de points teneur en eau/pF pour la parcelle [9.2]

Le graphe 23 nous montre que les positions des couples de points s'écartent, pour les 3 parcelles, de manière non négligeable de la courbe de rétention. Cela est plus fortement marqué pour les couples de points des parcelles [9.1] et [10.2] que ceux de la parcelle [9.2]. Outre l'écart important par rapport à la courbe de rétention, on voit que les gammes de teneur en eau et de tension diffèrent fortement entre les couples de points des parcelles [9.1] et [10.2] et ceux de la parcelle [9.2]. Pour les parcelles [9.1] et [10.2] on balaye une gamme pF comprise entre pF 2 et 4, tandis que pour la parcelle [9.2], on se situe entre pF 2 et 3. Pour la teneur en eau, on se situe entre 0.2 et 0.3 [cm³/cm³] pour la parcelle [9.2] tandis que pour les parcelles [9.1] et [10.2] on se situe entre 0.1 et 0.2 [cm³/cm³].

Une telle différence dans les mesures prises par les sondes pose question quant à leurs exactitudes. Il paraît fort improbable que les courbes de rétention des parcelles [9.1] et [9.2] qui sont adjacentes soient si différentes l'une de l'autre et que les mesures prises soient si différentes. Ceci montre également les limites de l'approche qui a consisté à établir la courbe de rétention de l'horizon de surface, sur base données de PFP et CAC couplées au Neural Network d'HYDRUS-1D.

Ceci n'est pas sans conséquence pour les modélisations qui suivront. Pour le comprendre, il suffit de faire l'exercice suivant pour la parcelle [9.1]. Pour rappel, la tension initiale observée sera prise comme condition initiale à 10 cm de profondeur. Dans ce cas-ci, $h = -213$ ou exprimée en $pF = \log_{10}(-h) = 2.3$. Si l'on croise cette valeur avec la courbe de rétention, on voit que l'on se trouve proche d'une teneur de 0.3 [cm³/cm³], qui est supérieure à celle observée qui est plus proche de 0.2 [cm³/cm³].

7.3.2 Evolution de la teneur en eau et tension : Parcelle [9.1]

Les figures 23 montre l'évolution de la tension modélisée à 10 cm pour 4 profondeurs racinaires maximales (10, 30, 50, 90) ainsi que la tension réelle mesurée à 10 cm. La figure 24 montre l'évolution des teneurs en eau modélisées pour les même 4 profondeurs racinaires maximales ainsi que la teneur en eau réelle mesurée à 10 cm.

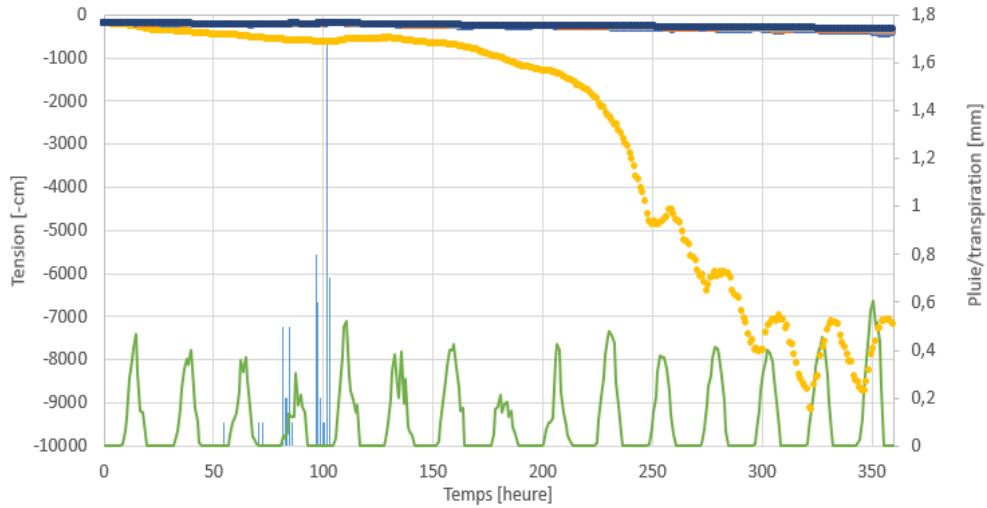


FIGURE 23: Evolution de la tension mesurée à 10 cm en (jaune) comparée à 3 simulations faites avec différentes profondeurs racinaires 10 (en bleu clair)-30 (en gris)-50 (en rouge)-90 cm (bleu foncé). Est aussi représenté sur le graphe le cumul horaire des pluies sous forme d'histogramme. La courbe verte résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs de transpiration potentielle calculées sur base horaire

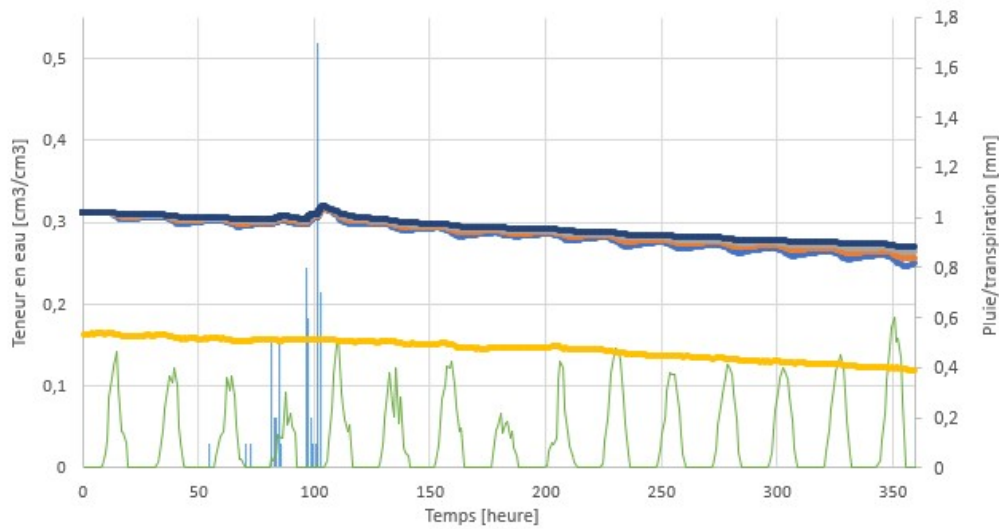


FIGURE 24: Evolution de la teneur en eau mesurée à 10 cm en (jaune) comparée à 3 simulations faites avec différentes profondeurs racinaires 10 (en bleu clair)-30 (en gris)-50 (en rouge)-90 cm (bleu foncé). Est aussi représenté sur le graphe le cumul horaire des pluies sous forme d'histogramme. La courbe verte résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs de transpiration potentielle calculées sur base horaire

Les valeurs initiales et finales de teneur en eau et de tension, ainsi que leur évolution au cours de la simulation sont reprises dans le tableau 19.

Tableau 20: Tableau reprenant les valeurs de tension et de teneur en eau pour la parcelle [9.1] ainsi que celles observées

données observée-simulation	θ initiale	θ finale	$\Delta\theta$	h initiale	h finale	Δh
observation	0.16	0.11	-0.05	-213	-7284	-7071
Model. racinaire 10	0.31	0.24	-0.07	-213	-453	-240
Model. racinaire 30	0.31	0.25	-0.06	-213	-410	-197
Model. racinaire 60	0.31	0.26	-0.05	-213	-374	-161
Model. racinaire 90	0.31	0.27	-0.04	-213	-350	-137

Les données du tableau concernant la teneur en eau indiquent que :

- Quelle que soit la profondeur racinaire que l'on considère, les variations de teneur en eau modélisées à 10 cm de profondeur sur la durée de la simulation ne changent quasiment pas.
- Les variations de teneur en eau modélisées reflètent bien ce qui est observé par la sonde de teneur eau placée à 10 cm.

Concernant la tension, on observe

- Les différentes modélisations ne reflètent pas la variation de tension observée.

7.3.3 Evolution de la teneur en eau et tension : Parcelle [10.2]

Les figures 25 montre l'évolution de la tension modélisée à 10 cm pour 4 profondeurs racinaires maximales (10, 30, 50, 90) ainsi que la tension réelle mesurée à 10 cm. La figure 26 montre l'évolution des teneurs en eau modélisées pour les même 4 profondeurs racinaires maximales ainsi que la teneur en eau réelle mesurée à 10 cm.

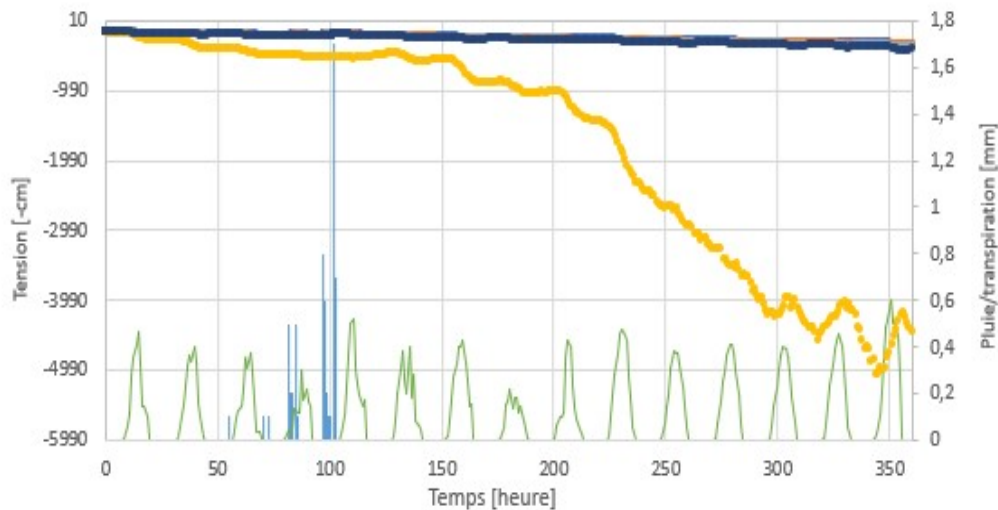


FIGURE 25: Evolution de la tension mesurée à 10 cm en (jaune) comparée à 3 simulations faites avec différentes profondeurs racinaires 10 (en bleu clair)-30 (en gris)-50 (en rouge)-90 cm (bleu foncé). Est aussi représenté sur le graphe le cumul horaire des pluies sous forme d'histogramme. La courbe verte résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs de transpiration potentielle calculées sur base horaire

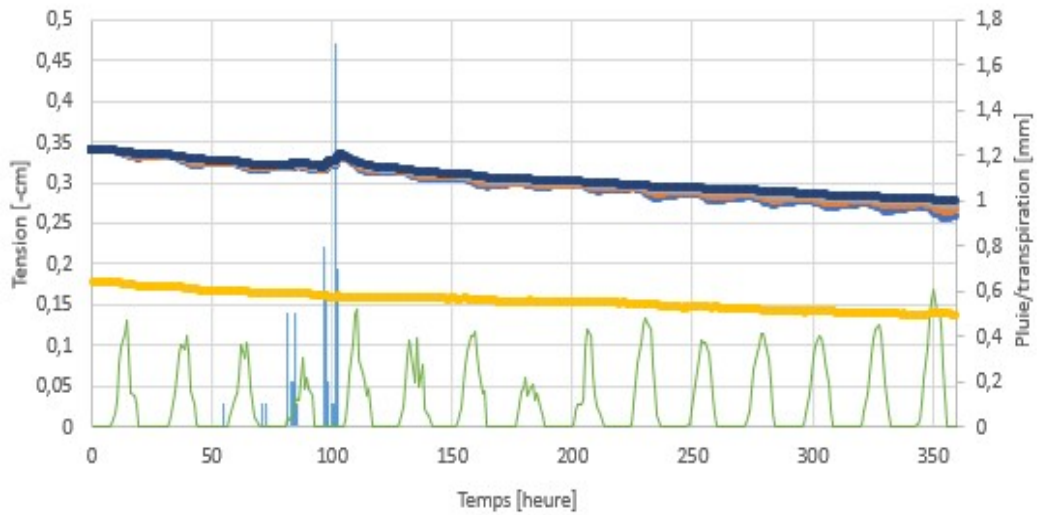


FIGURE 26: Evolution de la teneur en eau mesurée à 10 cm en (jaune) comparée à 3 simulations faites avec différentes profondeurs racinaires 10 (en bleu clair)-30 (en gris)-50 (en rouge)-90 cm (bleu foncé). Est aussi représenté sur le graphe le cumul horaire des pluies sous forme d'historgramme. La courbe verte résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs de transpiration potentielle calculées sur base horaire

Tableau 21: Tableau reprenant les valeurs de tension et de teneur en eau pour la parcelle [10,2] modélisées et observées par les sondes

données observée-simulation	θ initiale	θ finale	$\Delta\theta$	h initiale	h finale	Δh
observation	0.17	0.13	-0.04	-166	-4488	-4322
Model. racinaire 10	0.33	0.25	-0.07	-166	-406	-243
Model. racinaire 30	0.33	0.26	-0.06	-166	-371	-197
Model. racinaire 60	0.33	0.27	-0.05	-166	-344	-161
Model. racinaire 90	0.33	0.27	-0.04	-166	-323	-157

On voit que les résultats des simulations sur la parcelle [10,2] sont fort similaires à ceux obtenus sur la parcelle [9,1]. Pour la teneur en eau :

- Quelle que soit la profondeur racinaire que l'on considère, les variations de teneur en eau modélisées à 10 cm de profondeur sur la durée de la simulation ne changent quasiment pas.
- Les variations de teneur en eau modélisées reflètent bien ce qui est observé par la sonde de teneur eau placée à 10 cm.

Concernant la tension, on observe

- Les différentes modélisations ne reflètent pas la variation de tension observée.

7.3.4 Evolution de la teneur en eau et tension : Parcelle [9.2]

Les figures 27 montre l'évolution de la tension modélisée à 10 cm pour 4 profondeurs racinaires maximales (10, 30, 50, 90) ainsi que la tension réelle mesurée à 10 cm. La figure 28 montre l'évolution des teneurs en eau modélisées pour les même 4 profondeurs racinaires maximales ainsi que la teneur en eau réelle mesurée à 10 cm.

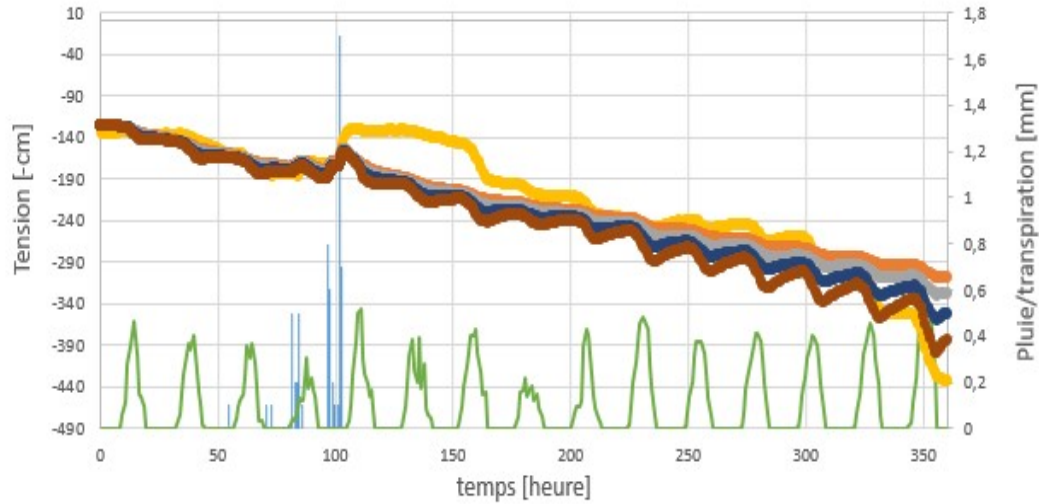


FIGURE 27: Evolution de la tension mesurée à 10 cm en (jaune) comparée à 3 simulations faites avec différentes profondeurs racinaires 10 (en bleu clair)-30 (en gris)-50 (en rouge)-90 cm (bleu foncé). Est aussi représenté sur le graphe le cumul horaire des pluies sous forme d'histogramme. La courbe verte résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs de transpiration potentielle calculées sur base horaire

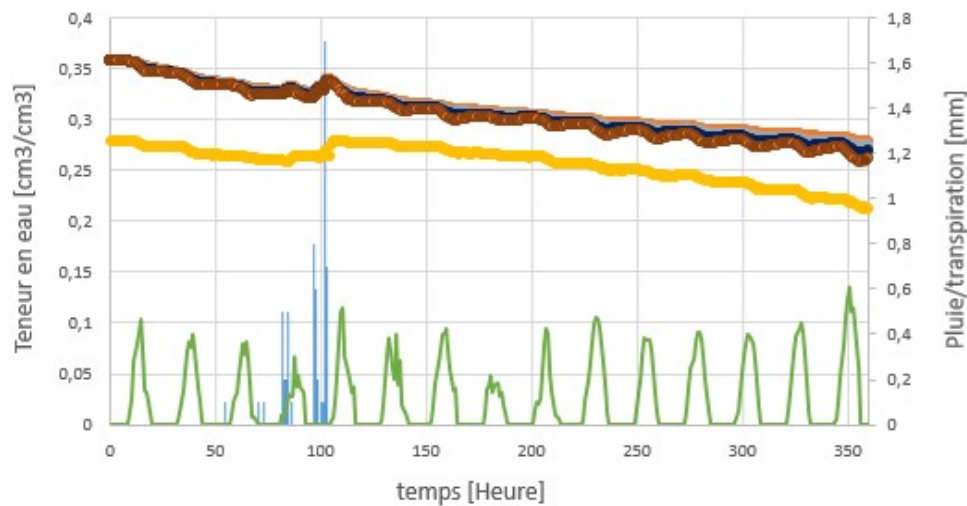


FIGURE 28: Evolution de la teneur en eau mesurée à 10 cm en (jaune) comparée à 3 simulations faites avec différentes profondeurs racinaires 10 (en bleu clair)-30 (en gris)-50 (en rouge)-90 cm (bleu foncé). Est aussi représenté sur le graphe le cumul horaire des pluies sous forme d'histogramme. La courbe verte résulte de l'interpolation linéaire entre les valeurs de transpiration potentielle calculées sur base horaire

Tableau 22: Tableau reprenant les valeurs de tension et de teneur en eau pour la parcelle [9,2] modélisées et observées par les sondes

données observée-simulation	θ initiale	θ finale	$\Delta\theta$	h initiale	h finale	Δh
observation	0.27	0.21	-0.06	-126	-435	-299
Model. racinaire 10	0.36	0.26	-0.1	-126	-383	-257
Model. racinaire 30	0.36	0.27	-0.09	-126	-352	-226
Model. racinaire 60	0.36	0.27	-0.09	-126	-328	-202
Model. racinaire 90	0.35	0.28	-0.07	-126	-309	-183

Comme pour les simulations faites précédemment pour les parcelles [10,2] et [9,1], on remarque qu'elles ne permettent pas de comprendre simultanément les valeurs de teneur et tension pendant la période d'intérêt même si l'évolution de la tension et l'évolution de la teneur en eau sont globalement mieux représentées dans ces simulations, que dans celles faites pour les parcelles [10,2] et [9,1].

7.4 Conclusion des simulations HYDRUS-1D

On voit que les simulations faites via HYDRUS-1D ne nous permettent pas de comprendre clairement le comportement de l'eau durant la période allant du 1er septembre au 15 septembre, cette période comprenant l'injection de l'eau marquée ainsi que les différentes campagnes d'échantillonnage. A première analyse, il semble que la courbe de rétention s'écarte trop fortement des couples de points teneur en eau/pF pour les parcelles [9,1] et [10,2]. Il y a de fortes chances que la courbe de rétention ne soit pas représentative des propriétés hydrauliques du sol.

Il ressort de ces simulations, qu'il s'avère compliqué de comprendre le comportement du traceur (dont le comportement est fort similaire à celui de l'eau) et les possibles raisons de sa non-absorption par les plantes.

Il est intéressant de noter cependant que la variation de teneur en eau simulée pour les 3 parcelles, concorde avec ce qui est observé par les sondes. Avec pour différence principale que les modèles ont tendance à faire ressortir de manière plus prononcée les cycles d'absorption d'eau par la plante, qui se marque par des fluctuations en teneur en eau modélisées à 10 cm plus importantes que mesurées, pour une même période de temps (voir figure 22).

8 Discussion

8.1 Problèmes rencontrés lors de l'extraction

L'extraction s'est faite à l'université de Gand dans le labo Isofys, suivant le processus de cryogénéisation sous vide décrit plus haut. Lors de cette extraction, plusieurs problèmes d'ordre pratique se sont répétés au cours des extractions successives. La principale était un problème d'étanchéité dont les conséquences ont été :

- Une difficulté répétée à mettre sous vide le bras de verre servant de connection entre le contenant dans lequel se trouve l'échantillon et le contenant qui récolte l'eau extraite.
- Un problème de condensation d'eau sur la paroi du bras de verre lié au problème de difficulté à mettre le bras de verre sous vide. Cette condensation signifie donc que la pression à l'intérieur du bras de verre ne s'est pas stabilisée à 0.001 Bar. En effet, le point triple de l'eau (ou la pression minimale à avoir pour obtenir de l'eau sous forme liquide) se situe aux alentours de 611 Pa ou 0.00611 bar (Guildner et al., 1976)

Le phénomène de condensation s'est répété pour un grand nombre d'échantillons, signifiant que beaucoup d'extractions n'ont donc pas eu lieu sous vide. Une interaction avec de la vapeur d'eau ambiante a pu éventuellement altérer la composition isotopique de l'eau extraite des échantillons. Pour diminuer la condensation, les bras de vers étaient généralement chauffés. Cette opération a mené à l'éclatement de plusieurs échantillons qui ont été perdus et n'ont donc pas pu être analysés.

8.2 L'incertitude concernant les données fournies par les capteurs de teneurs en eau et la courbe de rétention

L'incertitude quant aux données fournies par les sondes est un frein important à la compréhension de la non-absorption du traceur. Comme le montrent les simulations, il existe un décalage important entre les valeurs de tension teneur en eau mesurées par les sondes, et ces même valeurs obtenues par modélisation.

Premièrement, les casseroles à pression ne permettent de balayer qu'une gamme de pressions comprises entre pF 2 et pF 4.2, nécessitant donc l'utilisation du Neural Network d'hydrus-1D utilisant des fonctions pédo-transfert, qui sont des fonctions empiriques reliant différents paramètres du sol (Vareecken et al., 2016) pour établir la courbe de rétention utilisée dans les modélisations. Les fonctions pédo-transfert sont généralement utilisées comme alternatives aux mesures de terrain, car moins précises.

Une deuxième critique peut être faite quant aux données récoltées par les sondes et plus particulièrement par celles mesurant la teneur en eau. La figure 17, sur laquelle on suit l'évolution temporelle de la teneur en eau mesurée à 10 cm sur les 3 parcelles, nous montre que les teneurs en eau maximales observées sur la fin du mois de septembre semblent plafonner aux alentours d'une teneur en eau de 0.3 [cm³/cm³] pour les 3 sondes. Ces valeurs sont a priori fort faibles par rapport à la quantité cumulée de pluie évaluée à 70.4 mm par la station météo du Craw située à Louvain la Neuve.

Pour réaliser ce que cela représente, le bilan climatologique mensuel fourni par l'IRM pour le mois de septembre 2020 nous indique que c'est le cumul de pluie le plus important mesuré à la station météorologique de UCCLE, pour la troisième décennie du mois de septembre depuis 1901 ! Il semble donc étonnant que les sondes n'aient pas mesuré une teneur en eau supérieure à 0.3 sachant que la teneur maximale mesurable selon le guide technique est de 0.5 [cm³/cm³] avec une résolution

de 0.0008 [m³/m³].

Ceci nous conduit à questionner les figures 21, 26 et 29 sur lesquelles apparaissent les couples de point teneur en eau et tension. S'il s'avère qu'il y eu un problème lors de la prise de mesure par une ou plusieurs sondes de teneur en eau, les couples de points teneur en eau/tension vont automatiquement être décalés par rapport à la courbe de rétention (à condition que cette dernière soit correctement représentative de la relation teneur en eau/tension du sol en question).

8.3 Connaissance des caractéristique architecturales du système racinaire

Ce travail nous montre sous différents aspects, l'importance et la nécessité de récolter un maximum d'informations concernant l'architecture racinaire des plants que l'on souhaite étudier à travers des expériences de marquage isotopique.

Dans le cas de plants de chou et de brocoli, on voit que les connaissances bibliographiques actuelles ne nous permettent pas de disposer de manière absolue des informations relativement simples telle la profondeur maximale du système racinaire, tellement la variabilité observée est importante et semble dépendre de manière importante des facteurs environnementaux. Or, la connaissance de la profondeur maximale est importante dans la configuration d'expériences de marquage où le principe fondamental vise à isoler certaines profondeurs, à travers des points d'injection, dont on présuppose que la plante y absorbe potentiellement de l'eau. Dans le cadre de ce mémoire, la configuration de l'expérience, comme précisé précédemment, était uniquement basée sur les données des dessins de Lore Kutschera.

Ce que nous montre ce travail, c'est l'importance de connaître les caractéristiques racinaires propres des plants étudiés en fonction du contexte expérimental et plus particulièrement quand les plants n'ont pas absorbé le traceur. En effet, si dans le cas d'une absorption du traceur, on peut tirer de l'information concernant la prise d'eau racinaire par les plants, dans le cas contraire on ne peut rien en tirer ce qui soulève plus d'interrogations qu'elle n'en lève.

Y'avait-il la présence de racines aux profondeurs d'injection? Y avait-il des racines mais qui n'étaient pas impliquées dans la prise d'eau racinaire? Nous ne disposons pas d'assez d'informations pour répondre précisément à ces questions. Il est donc important de consacrer du temps et d'intégrer dans le protocole expérimental, une campagne d'échantillonnage racinaire quand on réalise une expérience de marquage isotopique.

8.4 Incertitude quant au comportement de l'eau et du traceur dans le profil de sol

Outre le fait qu'il est important de posséder des informations relatives à la structure racinaire, ce travail nous montre également l'importance de connaître et d'affiner au maximum les connaissances relatives aux propriétés hydrodynamiques des sols, ce qui nous permettrait de connaître le comportement de l'eau marquée (dont le comportement est fort similaire à celui de l'eau non marquée).

L'intérêt de cette approche est multiple :

- Une fois couplé avec des données relatives à la structure racinaire, il nous est plus facile d'évaluer le mouvement du traceur le long du profil de sol, et de savoir si oui ou non il a atteint la structure racinaire de la plante, permettant d'obtenir des informations quant à l'activité de cette dernière.

- De définir plus précisément les intervalles de profondeur que l'on souhaite enrichir ou appauvrir en isotopes et de s'assurer que l'eau de marquage restent suffisamment longtemps sur un intervalle de profondeur prédéfini et choisi, de telle sorte que si on observe une augmentation de la signature isotopique au sein des organes des plants échantillonnés (comme les feuilles dans le cas présent), on puisse affirmer avec certitude que la plante y a effectué une prise d'eau.

8.5 Espacement dans le temps des différentes campagnes d'échantillonnage

L'espacement choisi entre les différentes campagnes d'échantillonnage est un paramètre important sur lequel on peut jouer, et plus particulièrement quand nous disposons de peu d'informations sur la prise d'eau des plants. Comme mentionné plus tôt dans le mémoire, dans ce cas-ci, le temps séparant les campagnes d'échantillonnage a été établi principalement sur base de conseils de différents chercheurs qui travaillent sur l'utilisation d'isotopes dans divers domaines d'application.

Une comparaison avec la littérature suggère que le fait d'avoir récolté la totalité des échantillons sur une période de 24 heures était peut-être intrinsèquement trop courte afin de permettre aux plants de chou et brocoli d'absorber le traceur.

On peut par exemple citer l'étude de Bachman et al. (2015) dont l'objectif était d'utiliser le marquage isotopique pour tester l'effet de la diversité de plants, de type herbacé, pour évaluer la potentielle complémentarité spatiale qui s'opère. Leur échantillonnage s'est étalé sur 5 jours après que le marquage a eu lieu. Dans l'étude de Kumalstiki et al. (2010) dans laquelle il voulait également tester l'hypothèse selon laquelle un partitionnement verticale des ressources (autrement dit, un effet de complémentarité spatiale) expliquait la coexistence de diverses espèces de plants dans la savane. Comme pour l'étude de Bachman et al. (2015), la campagne d'échantillonnage s'est espacée sur 5 jours après le marquage isotopique. Grâce à cela, les auteurs estiment qu'il a fallu 2 jours environ pour que l'eau marquée atteignent les feuilles des arbres et 1 jour pour atteindre les feuilles de certaines herbacées.

Et pour terminer, on peut également citer l'étude de Guo et Zhao (2020) dans laquelle il voulait évaluer la prise d'eau racinaire dans un système agroforestier composé de peuplier, maïs et noyer via le marquage isotopique. Dans leur expérience, ils ont échantillonné sur 7 jours après marquage. Leurs résultats montrent qu'il a fallu un maximum de 2 jours pour que l'eau marquée arrivent aux feuilles pour les 3 espèces de plantes.

On voit donc qu'il est intéressant d'étaler la campagne d'échantillonnage. A noter que le fait d'avoir récolté la totalité des échantillons après marquage sur une période de maximum 24 heures environ visait à éviter au maximum le risque que l'eau marquée n'atteigne des intervalles de profondeurs non ciblées. On voit donc l'importance de connaître le comportement de l'eau et du traceur dans le sol comme expliqué précédemment. Cela nous donne une plus grande marge de manœuvre concernant la durée totale de la campagne d'échantillonnage.

9 Conclusion

Ce mémoire porte sur l'utilisation des isotopes de l'eau dans l'étude de la prise d'eau racinaire par les plantes, et plus particulièrement sur l'utilisation du marquage isotopique appliqué à 2 cultures maraîchères, le chou cabus et brocoli, cultivés en culture pure et intercalaire.

Une analyse comparative de l'ensemble des techniques isotopiques utilisées à ce jour dans le cadre de l'étude de la prise d'eau racinaire a conduit à retenir la technique du marquage isotopique pour les raisons suivantes. D'un point de vue pratique, elle est peu intrusive, facile d'emploi et ne nécessite pas systématiquement de tuer la plante. De plus, elle s'est avérée être fonctionnelle dans l'étude de systèmes agro-forestiers et de systèmes naturels, dont les configurations sont proches des cultures intercalaires, en fournissant des informations quant à la profondeur de prise d'eau racinaire.

Le premier objectif a été d'établir un protocole expérimental permettant l'utilisation du marquage isotopique. Le protocole a consisté à injecter à des profondeurs spécifiques du sol, de l'eau enrichie en deutérium dans le but de contraindre la description de l'étude de la prise d'eau racinaire. L'injection s'est faite via des points d'injection, chacun ayant reçu 1 L d'eau enrichie. Pour évaluer la prise d'eau marquée par la plante, des portions de feuilles de chou et de brocoli ont été récoltées. L'échantillonnage a consisté en 3 campagnes d'échantillonnage étalées sur une période d'approximativement 24 heures.

L'interprétation des résultats s'est faite via une analyse statistique et une analyse graphique. Ces dernières avaient pour objectifs, d'une part, de déterminer l'effet de la temporalité sur les compositions isotopiques, et d'autre part, de chercher à mettre en évidence un effet des cultures intercalaires. L'analyse temporelle des résultats nous montre que les plants n'ont pas absorbé l'eau de marquage ou en quantité trop faible pour être statistiquement significatif. Quant à l'effet des cultures intercalaires, aucun effet significatif n'est observé. Ce que l'analyse des résultats a cependant mis en évidence est un phénomène classique d'enrichissement durant la journée dû à la transpiration et d'appauvrissement pendant la nuit, découvert pour la première fois par Gonfiantini (1978).

Le second objectif a été de déterminer les raisons de la non-absorption du traceur par les plantes à travers une série de modélisations HYDRUS-1D. Cette approche s'est avérée non concluante pour plusieurs raisons. La première est un manque de cohérence au niveau des données fournies par les sondes, ce qui jette, par conséquent, un doute sur leur fiabilité. En effet, les données des sondes ont servi à établir les conditions initiales et aux limites du système nécessaires à l'utilisation d'HYDRUS-1D. La seconde raison peut être imputée au manque de précision de la méthode utilisée pour établir la courbe de rétention, qui s'est révélée, à priori, peu représentative du sol de la Ferme de Lauzelle.

L'apport principal de ce travail réside finalement dans le fait qu'il expose les limites du marquage isotopique dans l'étude de la prise d'eau racinaire. Il prouve la nécessité de connaître les propriétés hydrodynamiques du profil du sol visé par l'eau marquée. L'intérêt est double. Cela permet d'avoir une idée plus précise quant au comportement du traceur et dans le cas d'une non-absorption du traceur, d'explorer les différentes pistes qui l'expliqueraient. Ce travail met également en évidence l'importance de disposer d'un maximum d'informations relatives à l'architecture racinaire. Il aurait été intéressant de connaître la configuration spatiale du système racinaire et d'en tenir compte dans le protocole expérimental.

Au vu de la complexité des phénomènes sous-jacents qu'englobe le concept de complémentarité, qui se situe au coeur des cultures intercalaires, il paraît nécessaire de procéder à une approche

plus globale que la mesure (WUE) telle que faite actuellement dans la littérature. Si le marquage isotopique n'a pas répondu aux attentes, le coupler avec des informations relatives aux structures racinaires et à leur développement ainsi qu'une connaissance fine des propriétés hydrodynamiques des sols permettrait de mieux étudier la prise d'eau racinaire dans le cadre de cultures intercalaires.

A Bibliographie

Argiriou, A. A., Salamalikis, V., Dotsika, E. (2016). A Total Weighted Least Squares Method for the Determination of the Meteoric Water Line of Precipitation for Hydrological Purposes. Springer Atmospheric Sciences, 233–238. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-35095-033>

Asbjornsen, H., Mora, G., Helmers, M. J. (2007). Variation in water uptake dynamics among contrasting agricultural and native plant communities in the Midwestern U.S. Agriculture, Ecosystems Environment, 121(4), 343–356. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2006.11.009>

Bachmann, D., Gockele, A., Ravenek, J. M., Roscher, C., Strecker, T., Weigelt, A., Buchmann, N. (2015). No Evidence of complementary water use along a plant species richness gradient in temperate experimental grasslands. PLOS ONE, 10(1), e0116367. doi :10.1371/journal.pone.0116367

Barbeta, A., Ogée, J., Peñuelas, J. (2018). Stable-Isotope Techniques to Investigate Sources of Plant Water. Advances in Plant Ecophysiology Techniques, 439–456. doi :10.1007/978-3-319-93233-026

Barnes, C. J., Allison, G. B. (1988). Tracing of water movement in the unsaturated zone using stable isotopes of hydrogen and oxygen. , 100(1-3), 0–176. [https://doi.org/10.1016/0022-1694\(88\)90184-9](https://doi.org/10.1016/0022-1694(88)90184-9).

Barry, K. E., Mommer, L., Van Ruijven, J., Wirth, C., Wright, A. J., Bai, Y., Weigelt, A. (2018). The Future of Complementarity : Disentangling Causes from Consequences. Trends in Ecology Evolution. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2018.10.013>.

Beyer, M., Koeniger, P., Gaj, M., Hamutoko, J. T., Wanke, H., Himmelsbach, T. (2016). A deuterium-based labeling technique for the investigation of rooting depths, water uptake dynamics and unsaturated zone water transport in semiarid environments. Journal of Hydrology, 533, 627–643. <https://doi.org/10.1016/j.jhydrol.2015.12.037>.

Cernusak, L. A., Barbour, M. M., Arndt, S. K., Cheesman, A. W., English, N. B., Feild, T. S., Farquhar, G. D. (2016). Stable isotopes in leaf water of terrestrial plants. Plant, Cell Environment, 39(5). 1087–1102. doi :10.1111/pce.12703

Chapagain, T., Riseman, A. (2014). Nitrogen and carbon transformations, water use efficiency and ecosystem productivity in monocultures and wheat-bean intercropping systems. Nutrient Cycling in Agroecosystems, 101(1), 107–121. <https://doi.org/10.1007/s10705-014-9647-4>.

Coplen, T.B. (2011), Guidelines and recommended terms for expression of stable-isotope-ratio and gas-ratio measurements results. Rapid. Mass Spectrom., 25 :2538-2560. <https://doi.org/10.1002/rm.5129>

Couvreur, V., Rothfuss, Y., Meunier, F., Bariac, T., Biron, P., Durand, J.-L., Richard, P., Javaux, M. (2020). Disentangling temporal and population variability in plant root water uptake from stable isotopic analysis : when rooting depth matters in labeling studies, Hydrol. Earth Syst. Sci., 24. 3057–3075. <https://doi.org/10.5194/hess-24-3057-2020>.

Craig, H. (1961). Isotopic variations in meteoric waters. Science, 133(3465) :1702–1703. <https://doi.org/10.1126/science.133.3465.1702>

-
- Dar, S. S., Ghosh, P., Swaraj, A., and Kumar, A. (2020). Craig–Gordon model validation using stable isotope ratios in water vapor over the Southern Ocean, *Atmos. Chem. Phys.*, 20, 11435–11449. <https://doi.org/10.5194/acp-20-11435-2020>
- Dawson, T. E., Mambelli, S., Plamboeck, A. H., Templer, P. H., Tu, K. P. (2002). Stable Isotopes in Plant Ecology. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 33(1), 507–559. doi :10.1146/annurev.ecolsys.33.020602.095451
- De Dorlodot, S., Forster, B., Pagès, L., Price, A., Tuberosa, R., Draye, X. (2007). *Root system architecture : opportunities and constraints for genetic improvement of crops*. *Trends in Plant Science*, 12(10), 474–481. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2007.08.012>.
- Duchene, O., Vian, J.-F., Celette, F. (2017). Intercropping with legume for agroecological cropping systems : Complementarity and facilitation processes and the importance of soil microorganisms. A review. *Agriculture, Ecosystems Environment*, 240, 148–161. doi :10.1016/j.agee.2017.02.019
- Dubbert, M., Piayda, A., Cuntz, M., Correia, A. C., Costa e Silva, F., Pereira, J. S., Werner, C. (2014). Stable oxygen isotope and flux partitioning demonstrates understory of an oak savanna contributes up to half of ecosystem carbon and water exchange. *Frontiers in Plant Science*, 5. <https://doi.org/10.3389/fpls.2014.00530>.
- Farquhar, G. D., Cernusak, L. A., Barnes, B. (2006). Heavy Water Fractionation during Transpiration. *PLANT PHYSIOLOGY*, 143(1), 11–18. doi :10.1104/pp.106.093278
- Geilfus, CM. (2019). Intercropping. In : *Controlled Environment Horticulture*. Springer, Cham. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-23197-216>.
- Giustini, F., Brilli, M., Patera, A. (2016). Mapping oxygen stable isotopes of precipitation in Italy. *Journal of Hydrology : Regional Studies*, 8, 162–181. <https://doi.org/10.1016/j.ejrh.2016.04.001>
- Glaze-Corcoran, S., Hashemi, M., Sadeghpour, A., Jahanzad, E., Keshavarz Afshar, R., Liu, X., Herbert, S. J. (2020). Understanding intercropping to improve agricultural resiliency and environmental sustainability. *Advances in Agronomy*. <https://doi.org/10.1016/bs.agron.2020.02.004>.
- Gonfiantini, R. (1978). Standards for stable isotope measurements in natural compounds. *Nature*, 271(5645), 534–536. doi :10.1038/271534a0.
- Grossiord, C., Gessler, A., Granier, A., Berger, S., Bréchet, C., Hentschel, R., Bonal, D. (2014). Impact of interspecific interactions on the soil water uptake depth in a young temperate mixed species plantation. *Journal of Hydrology*, 519, 3511–3519. <https://doi.org/10.1016/j.jhydrol.2014.11.011>.
- Guildner, L. A., Johnson, D. P., Jones, F. E. (1976). Vapor Pressure of Water at Its Triple Point. *Journal of research of the National Bureau of Standards. Section A, Physics and chemistry*, 80A(3), 505–521. <https://doi.org/10.6028/jres.080A.054>
- Guo, F., Ma, J., Zheng, L., Sun, X., Guo, X., Zhang, X. (2016). Estimating distribution of water uptake with depth of winter wheat by hydrogen and oxygen stable isotopes under different irrigation depths. *Journal of Integrative Agriculture*, 15(4). 891–906. [https://doi.org/10.1016/s2095-3119\(15\)61258-8](https://doi.org/10.1016/s2095-3119(15)61258-8)

-
- Hefner, M., Labouriau, R., Nørremark, M., Kristensen, H. L. (2019). Controlled traffic farming increased crop yield, root growth, and nitrogen supply at two organic vegetable farms. *Soil and Tillage Research*, 191, 117–130. <https://doi.org/10.1016/j.still.2019.03.011>.
- Hefner, M., Gebremikael, M. T., Canali, S., Sans Serra, F. X., Petersen, K. K., Sorensen, J. N., Kristensen, H. L. (2020). Cover crop composition mediates the constraints and benefits of roller-crimping and incorporation in organic white cabbage production. *Agriculture, Ecosystems Environment*, 296, 106908. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2020.106908>.
- Hoekstra, N. J., Finn, J. A., Buchmann, N., Gockele, A., Landert, L., Prill, N., Lüscher, A. (2014). *Methodological tests of the use of trace elements as tracers to assess root activity*. *Plant and Soil*, 380(1-2), 265–283. <https://doi.org/10.1007/s11104-014-2048-2>.
- Huo, G., Zhao, X., Gao, X., Wang, S. (2020). Seasonal effects of intercropping on tree water use strategies in semiarid plantations : Evidence from natural and labelling stable isotopes. *Plant Soil*, 453, 229–243. <https://doi.org/10.1007/s11104-020-04477-5>
- Javaux, M., Couvreur, V., Vanderborght, J., Vereecken, H. (2013). Root Water Uptake : From Three-Dimensional Biophysical Processes to Macroscopic Modeling Approaches. *Vadose Zone Journal*, 12(4), 1-16. [doi:10.2136/vzj2013.02.0042](https://doi.org/10.2136/vzj2013.02.0042)
- Korenaga, T., Suzuki, Y., Chikaraishi, Y. (2019). Biochemical Stable Isotope Analysis in Food Authenticity. *Engineering Tools in the Beverage Industry*, 209–227. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-815258-4.00007-x>
- Kristensen, H. L., Thorup-Kristensen, K. (2007). Effects of vertical distribution of soil inorganic nitrogen on root growth and subsequent nitrogen uptake by field vegetable crops. *Soil Use and Management*, 23(4), 338–347. <https://doi.org/10.1111/j.1475-2743.2007.00105.x>.
- Kulmatiski, A., Beard, K. H., Verweij, R. J. T., February, E. C. (2010). A depth-controlled tracer technique measures vertical, horizontal and temporal patterns of water use by trees and grasses in a subtropical savanna. *New Phytologist*, 188(1), 199–209. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2010.03338.x>.
- Kulmatiski, A., Beard, K. H. (2013). Root niche partitioning among grasses, saplings, and trees measured using a tracer technique. *Oecologia*, 171(1), 25–37. <https://doi.org/10.1007/s00442-012-2390-0>
- Kumar, R., Shankar, V., Jat, M. K. (2014). Evaluation of root water uptake models – a review. *ISH Journal of Hydraulic Engineering*, 21(2), 115–124. [doi:10.1080/09715010.2014.981955](https://doi.org/10.1080/09715010.2014.981955)
- Link, C. M., Thevathasan, N. V., Gordon, A. M., Isaac, M. E. (2015). Determining tree water acquisition zones with stable isotopes in a temperate tree-based intercropping system. *Agroforestry Systems*, 89(4), 611–620. <https://doi.org/10.1007/s10457-015-9795-9>.
- Lobet, G., Couvreur, V., Meunier, F., Javaux, M., Draye, X. (2014). Plant Water Uptake in Drying Soils. *PLANT PHYSIOLOGY*, 164(4), 1619–1627. <https://doi.org/10.1104/pp.113.233486>.

Lynch, J., Marschner, P., Rengel, Z. (2012). Effect of Internal and External Factors on Root Growth and Development. *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants*. 331–346. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-384905-2.00013-3>.

Mahindawansa, A., Orlowski, N., Kraft, P., Rothfuss, Y., Racela, H., Breuer, L. (2018). Quantification of plant water uptake by water stable isotopes in rice paddy systems. *Plant and Soil*, 429(1-2), 281–302. <https://doi.org/10.1007/s11104-018-3693-7>.

Malamy, J. E. (2005). Intrinsic and environmental response pathways that regulate root system architecture. *Plant, Cell and Environment*, 28(1). 67–77. doi :10.1111/j.1365-3040.2005.01306.x

Marshall, J.D., Brooks, J.R. and Lajtha, K. (2007). Sources of Variation in the Stable Isotopic Composition of Plants. In *Stable Isotopes in Ecology and Environmental Science* (eds R. Michener and K. Lajtha). <https://doi.org/10.1002/9780470691854.ch2>

Orlowski, N., Frede, H.-G., Brüggemann, N., and Breuer, L. (2013). Validation and application of a cryogenic vacuum extraction system for soil and plant water extraction for isotope analysis, *J. Sens. Sens. Syst.*, 2. 179–193. <https://doi.org/10.5194/jsss-2-179-2013>.

Orlowski, N., Breuer, L., Angeli, N., Boeckx, P., Brumbt, C., Cook, C. S., Dubbert, M., Dyckmans, J., Gallagher, B., Gralher, B., Herbstritt, B., Hervé-Fernández, P., Hissler, C., Koeniger, P., Legout, A., Macdonald, C. J., Oyarzún, C., Redelstein, R., Seidler, C., Siegwolf, R., Stumpp, C., Thomsen, S., Weiler, M., Werner, C., and McDonnell, J. J. (2018). Inter-laboratory comparison of cryogenic water extraction systems for stable isotope analysis of soil water, *Hydrol. Earth Syst. Sci.*, 22. 3619–3637. <https://doi.org/10.5194/hess-22-3619-2018>

Paul, D., Skrzypek, G., Fórizs, I. (2007). Normalization of measured stable isotopic compositions to isotope reference scales – a review. *Rapid Communications in Mass Spectrometry*, 21(18), 3006–3014. doi :10.1002/rcm.3185

Penna, D., Geris, J., Hopp, L., Scandellari, F. (2020). Water sources for root water uptake : Using stable isotopes of hydrogen and oxygen as a research tool in agricultural and agroforestry systems. *Agriculture, Ecosystems Environment*, 291, 106790. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2019.106790>.

Potvin, Vincent. Étude de l'impact environnemental d'une destruction de prairie selon différentes méthodes en vue d'implanter des cultures maraîchères. *Faculté des bioingénieurs, Université catholique de Louvain*, (2020). Prom. : Bertin, Pierre ; Dockx, Adrien.

Prechsl, U.E., Burri, S., Gilgen, Gilgen, A.K., Kahman, A., Buchmann, N. (2015). No shift to a deeper water uptake depth in response to summer drought of two lowland and sub-alpine C3-grasslands in Switzerland. *Oecologia* 177, 97–111. <https://doi.org/10.1007/s00442-014-3092-6>

Rothfuss, Y., Javaux, M. (2017). Reviews and syntheses : Isotopic approaches to quantify root water uptake : a review and comparison of methods. *Biogeosciences*, 14(8), 2199–2224. <https://doi.org/10.5194/bg-14-2199-2017>.

Rothfuss, Y., Quade, M., Brüggemann, N., Graf, A., Vereecken, H., and Dubbert, M. (2021). Reviews and syntheses : Gaining insights into evapotranspiration partitioning with novel isotopic monitoring methods, *Biogeosciences*, 18. 3701–3732. <https://doi.org/10.5194/bg-18-3701-2021>.

-
- Rozanski, K., Araguás-Araguás, L., Gonfiantini, R. (2013). Isotopic Patterns in Modern Global Precipitation. *Geophysical Monograph Series*, 1–36. <https://doi.org/10.1029/gm078p0001>
- Schneider, C. L., Attinger, S., Delfs, J.-O., and Hildebrandt, A. (2010) Implementing small scale processes at the soil-plant interface – the role of root architectures for calculating root water uptake profiles, *Hydrol. Earth Syst. Sci.* 14279–289. <https://doi.org/10.5194/hess-14-279-2010>
- Sprenger, M., Leistert, H., Gimbel, K., Weiler, M. (2016). Illuminating hydrological processes at the soil-vegetation-atmosphere interface with water stable isotopes. *Reviews of Geophysics*, 54(3), 674–704. <https://doi.org/10.1002/2015rg000515>
- Tanwar, A., Aggarwal, A., Parkash, V. (2014). Effect of bioinoculants and superphosphate fertilizer on the growth and yield of broccoli (*Brassica oleracea* L. var. *italica* Plenck). *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 42(4), 288–302. <https://doi.org/10.1080/01140671.2014.924537>.
- Tardieu, F., Draye, X., Javaux, M. (2017). Root Water Uptake and Ideotypes of the Root System : Whole-Plant Controls Matter. *Vadose Zone Journal*, 16(9), 1-10. doi :10.2136/vzj2017.05.0107
- Tiwari, M., Singh A. K., Sinha, D. K. (2015). Stable Isotopes : Tools for Understanding Past Climatic Conditions and Their Applications in Chemostratigraphy. *Chemostratigraphy*. 65-92. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-419968-2.00003-0>.
- Van Genuchten, M. T. (1980). A Closed-form Equation for Predicting the Hydraulic Conductivity of Unsaturated Soils1. *Soil Science Society of America Journal*, 44(5), 892. doi :10.2136/sssaj1980.03615995004400050002x.
- VanLoocke, A., Twine, T. E., Zeri, M., Bernacchi, C. J. (2012). A regional comparison of water use efficiency for miscanthus, switchgrass and maize. *Agricultural and Forest Meteorology*, 164, 82–95. <https://doi.org/10.1016/j.agrformet.2012.05.016>.
- Vereecken, H., Weynants, M., Javaux, M., Pachepsky, Y., Schaap, M. G., Genuchten, M. T. van. (2010). Using Pedotransfer Functions to Estimate the van Genuchten–Mualem Soil Hydraulic Properties : A Review. *Vadose Zone Journal*, 9(4), 795-820. doi :10.2136/vzj2010.0045
- Volkmann, T.H.M., Haberer, K., Gessler, A. and Weiler, M. (2016). High-resolution isotope measurements resolve rapid ecohydrological dynamics at the soil–plant interface. *New Phytol*, 210, 839-849. <https://doi.org/10.1111/nph.13868>
- Wang, L., Caylor, K. K., Villegas, J. C., Barron-Gafford, G. A., Breshears, D. D., Huxman, T. E. (2010). Partitioning evapotranspiration across gradients of woody plant cover : Assessment of a stable isotope technique. *Geophysical Research Letters*, 37(9). n/a–n/a. doi :10.1029/2010gl043228
- Wang, J., Lu, N., Fu, B. (2019). Inter-comparison of stable isotope mixing models for determining plant water source partitioning. *Science of The Total Environment*, 666, 685–693. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.02.262>
- Werner, C. Dubbert, M. (2016). Resolving rapid dynamics of soil–plant–atmosphere interactions. *New Phytol*, 210 : 767-769. <https://doi.org/10.1111/nph.13936>

Wu, H., Li, J., Zhang, C., He, B., Zhang, H., Wu, X., Li, X.-Y. (2018). Determining root water uptake of two alpine crops in a rainfed cropland in the Qinghai Lake watershed : First assessment using stable isotopes analysis. *Field Crops Research*, 215, 113–121. <https://doi.org/10.1016/j.fcr.2017.10.011>.

Wu, Y., Du, T., Wang, L. (2021). Isotope signature of maize stem and leaf and investigation of transpiration and water transport. *Agricultural Water Management*, 247, 106727. <https://doi.org/10.1016/j.agwat.2020.106727>.

Zimmermann, U., MüNnich, K. O., Roether, W. (2013). Downward Movement of Soil Moisture Traced by Means of Hydrogen Isotopes. *Geophysical Monograph Series*, 28–36. doi :10.1029/gm011p0028

Zhang, Z., Zhang, X., Lin, Z., Wang, J., Xu, M., Lai, J., Yu, J. and Lin, Z. (2018). The genetic architecture of nodal root number in maize. *Plant J*, 93. 1032-1044. <https://doi.org/10.1111/tpj.13828>

Webographie

Institut Royal Météorologique de Belgique (IRM). Bilan climatologique mensuel : Août 2020. Recupéré le 14 mai 2022. <https://www.meteo.be/fr/climat/climat-de-la-belgique/bilans-clim-atologique-s2020/septembre>

Géoportail de wallonie.(2021) <http://geoportail.wallonie.be/walonmap> (2021).

Site de la Fao (2020). Consulté le 1 juin 2021 .<http://www.fao.org/land-water/databases-and-software/crop-information/cabbage/ru/>

Allen, R. G., Pereira L. S., Raes, D., Smith, M.,. (2020). FAO irrigation and drainage Paper N°56.

Potentiel des isotopes de l'eau pour l'étude de la prise d'eau racinaire par les plantes

Houben Martin

La connaissance plus approfondie des sources d'eau impliquées dans la prise d'eau racinaire ainsi que l'activité racinaire sont d'une importance cruciale pour développer des pratiques agricoles soutenables. Pour aider à répondre à ces questions, une série de méthodes utilisant les isotopes naturels de l'eau ont été développées. L'intérêt croissant qui leur est porté depuis les années 80 s'explique par la pluralité des approches possibles qu'elles permettent dans l'étude de la prise d'eau racinaire. Ce mémoire porte sur l'utilisation d'une méthode en particulier, la méthode dite du marquage isotopique, pour l'étude de la prise d'eau racinaire dans le cadre de cultures intercalaires. La pratique de la culture intercalaire, par les effets de complémentarité qui s'opèrent, a le potentiel d'améliorer la résilience des systèmes agricoles, sur lesquels les pressions climatiques vont s'accroître dans les années à venir. L'objectif de ce mémoire a donc consisté à développer un protocole expérimental, utilisant la méthode du marquage isotopique, pour évaluer la prise d'eau racinaire pour 2 cultures maraichères, cultivées en culture pure et intercalaire. Il ressort de ce travail que pour exploiter au maximum le potentiel du marquage isotopique, la connaissance des propriétés hydrodynamiques du sol, ainsi que celles relatives à l'organisation spatiale des racines est primordial.

UNIVERSITE CATHOLIQUE DE LOUVAIN

Faculté des bioingénieurs

Croix du Sud, 2bte L7.05.01, 1348 Louvain-La-Neuve, Belgique | www.uclouvain.be/agro