

**PHYSIOLOGIE VÉGÉTALE.** — *Absorption d'un polyéthylène glycol par de jeunes plantes de Haricot et de Cotonnier. Dosage par chromatographie en phase gazeuse sur exsudat de tige.* Note (\*) de M<sup>me</sup> Uranie Andreopoulos-Renaud, MM. Jacques Glas, Daniel Falgoux et M<sup>lle</sup> Danielle Scheidecker, présentée par M. Lucien Plantefol.

De jeunes plantes de Haricot et de Cotonnier ont été placées pendant 4 à 48 h sur une solution contenant du PEG 400 (potentiel osmotique : — 2 atm). Le PEG a été dosé par chromatographie en phase gazeuse sur des exsudats de tige. Les résultats montrent que cette substance est rapidement absorbée et transportée en quantité appréciable vers les parties aériennes. La répartition moléculaire du PEG absorbé est la même que celle du PEG d'origine.

Pour comparer les réactions du Haricot et du Cotonnier à l'égard de la diminution du potentiel osmotique d'une solution nutritive contenant ou non du chlorure de sodium, nous avons été amenés à utiliser comme agent osmotique un polyéthylène glycol, le PEG 400. La validité de ce mode d'expérimentation repose sur l'absence d'absorption — ou l'absorption tout à fait négligeable — par la plante de la substance choisie. Il nous fallait donc préciser si et combien, dans nos conditions expérimentales, le PEG 400 pénétrait dans les plantes choisies.

Au moment où nous avons entrepris ce travail, plusieurs auteurs [(<sup>1</sup>) à (<sup>5</sup>)] avaient déjà montré que de petites quantités de divers polyéthylène glycols (400 à 20 000) pouvaient se retrouver dans les tissus des plantes traitées, surtout dans le cas de racines lésées (<sup>4</sup>). Il s'agissait toujours d'expériences de durée relativement longue (1 à 10 jours). Le PEG était dosé par la méthode chimique de Van der Hoeve (<sup>6</sup>) ou par celle de Hyden (<sup>7</sup>) dans des extraits tissulaires obtenus par pression ou par centrifugation après broyage.

La chromatographie en phase gazeuse nous a paru un moyen plus adéquat et plus commode pour doser le PEG (<sup>8</sup>) absorbé par les plantes.

Nous avons fait ces dosages sur des exsudats de tige, c'est-à-dire sur un liquide constitué essentiellement par la sève brute. Nous évitions ainsi, d'une part, du point de vue chimique, les pertes que peuvent entraîner les broyages et les extractions (<sup>4</sup>), d'autre part, du point de vue physiologique, l'ambiguïté de résultats obtenus à partir d'un extrait global d'organe, qui ne peut rendre compte ni de la compartimentation anatomique, ni de la compartimentation cellulaire.

**MÉTHODE ET MATÉRIEL.** — Le PEG présent dans les exsudats a été dosé par chromatographie en phase gazeuse : fractionnement sur colonne de cuivre courte (longueur : 0,25 m ; diamètre : 4 mm) à faible taux stationnaire (5 % PEG 20 000 sur Chromosorb GAW HMDS) en une seule analyse isotherme (210 °C) ; vecteur : azote (2 l.h<sup>-1</sup>) ; détection des composés élués par ionisation de flamme ; étalonnage par injection dans les conditions de l'analyse d'un mélange étalon de PEG 400 dans de l'eau.

En opérant ainsi on ne dose que les PEG allant du tétra à l'octaglycol. Le PEG 400 utilisé ici présentant une répartition moléculaire allant du tétraglycol

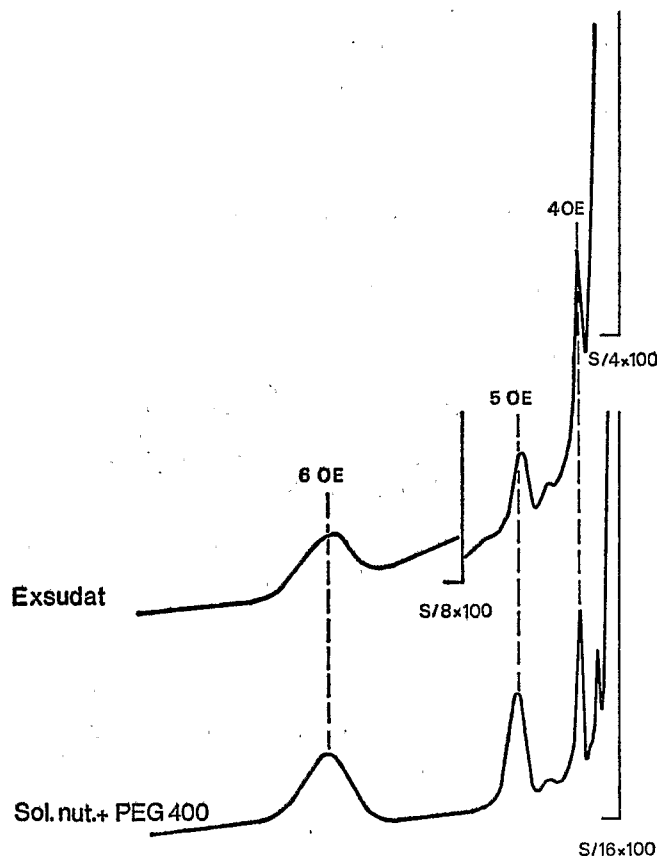
28 NOV. 1978

O. R. S. T. O. M.

Collection de Référence

n° 19422 B. B. V.

( $H_2O + 4$  oxyde d'éthylène ;  $PM = 194$ ) à un polyglycol à 14 oxydes d'éthylène ( $PM = 634$ ), des essais préliminaires avaient été faits en isotherme à plusieurs températures (210 à 300 °C). Ils ont montré que le passage dans la plante n'altère pas la répartition moléculaire du PEG mis en œuvre, d'où la technique analytique adoptée (*fig.*), l'étalonnage étant fait comparativement à la fraction allant du tétra à l'octaglycol.



Chromatographie en phase gazeuse de la solution nutritive additionnée de PEG 400 ( $22,9 \text{ g.l}^{-1}$ ) et d'un exsudat (Haricot, 48 h). Pics correspondant aux tétra-, penta- et hexaglycols. Colonne :  $L = 0,25 \text{ m}$  ; diam. = 4 mm ; 5 % PEG 20 M/Chromosorb GAW/HMDS. Températures : colonne : isotherme 210 °C ; bloc injection : 320 °C. Vecteur : azote :  $2 \text{ l.h}^{-1}$ . Détection : ionisation de flamme. Ex., exsudat ; Sol. nut., solution nutritive ; OE, oxyde d'éthylène ; S, sensibilité.

De jeunes plantes de Haricot (*Phaseolus vulgaris* L., var. Ménéil) et de Cotonnier (*Gossypium hirsutum* L., var. BJA 592), âgées de 9 jours et cultivées en aquiculture stricte, sur une solution nutritive équilibrée et complète, dans des conditions contrôlées (température : 24 °C ; photopériode : 16 h ; éclaircissement : 18 000 lx ; humidité relative : 50 %), ont été placées, au moment de l'expérience, dans les mêmes conditions, sur le même milieu dont le potentiel osmotique avait été abaissé à  $-2 \text{ atm}$

par addition de  $22,9 \text{ g.l}^{-1}$  de PEG 400. Au cours de la culture comme de l'expérience, le milieu était aéré en permanence par un courant de bulles d'air. A chaque point expérimental correspondaient deux lots de 8 à 16 plantes pour le Haricot et un lot de 24 à 34 plantes pour le Cotonnier. Au bout de 4, 8, 24 et 48 h, les axes hypocotylés ont été sectionnés à 2 cm environ au-dessus du collet ; un tube de verre a été adapté au moignon, le liquide exsudé récolté au bout de 2 h et conservé au congélateur.

RÉSULTATS ET DISCUSSION. — Le volume d'exsudat recueilli par plante en 2 h et la concentration en PEG ont été les suivants :

TABLEAU

Durée absorption avant décapitation	Exsudat $\mu\text{l/plante/2 h}$		PEG $\mu\text{g}/\mu\text{l}$	
	H	C	H	C
4 h	121	31	1,39	1,70
8 h	86	21	1,20	1,23
24 h	82	28	2,95	3,45
48 h	38	33	3,29	4,29

La méthode choisie ayant permis de suivre l'absorption et le transport du PEG après quelques heures seulement de contact, ces résultats montrent qu'un PEG de faible poids moléculaire moyen comme le PEG 400 pénètre rapidement, même dans des racines intactes et saines. Des quantités appréciables sont transportées vers les parties aériennes : de l'ordre, après décapitation, de  $85 \mu\text{g}$  par heure et par plante, après 4 h d'absorption, chez le Haricot, et de  $25 \mu\text{g}$  chez le Cotonnier.

On pouvait se demander si les plus petites des molécules présentes ne pénétraient pas de préférence aux autres. Il n'en est rien ici : nous avons vu que la répartition moléculaire est la même dans les exsudats et dans le PEG d'origine, ce qui confirme les résultats de Janes obtenus avec une autre technique (passage sur colonne de « Sephadex ») et publiés au moment où nous achevons ce travail <sup>(9)</sup>. Janes montre que, si pour un PEG donné, c'est-à-dire pour un éventail de poids moléculaires relativement étroit, il n'y a pas sélection des plus petites molécules, en revanche, quand on s'adresse à des PEG de poids moléculaire moyen très différents (400 à 4 000), les quantités absorbées sont en relation inverse avec le poids moléculaire.

Du point de vue méthodologique, notre travail corrobore celui de Janes <sup>(9)</sup>, en le complétant pour les temps courts, et amène à conclure, comme on l'a déjà suggéré pour d'autres raisons <sup>(10)</sup>, que les PEG de faible poids moléculaire sont peu propres à être utilisés comme agent osmotique dans les expériences de physiologie végétale.

Nous envisagerons, dans une publication ultérieure, les implications physiologiques de l'absorption et de l'accumulation du PEG dans les plantes que nous avons étudiées.

(\*) Séance du 10 mars 1975.

- (1) J. V. LAGERWERFF, G. OGATA et H. E. EAGLE, *Science*, 133, 1961, p. 1486.
- (2) B. E. JANES, *Soil Sc.*, 101, 1966, p. 180.
- (3) R. H. RUF jr, R. E. ECKERT jr et R. O. GIFFORD, *Soil Sc.*, 104, 1967, p. 159.
- (4) D. H. LAWLOR, *New Phytol.*, 69, 1970, p. 501.
- (5) M. E. RESNIK, *Ann. Bot.*, 34, 1970, p. 497.
- (6) J. A. VAN DER HOEVE, *J. Soc. Dyers Colour*, 70, 1954, p. 145.
- (7) S. HYDEN, *K. Lantbyhögsk. Annl.*, 22, 1955, p. 139.
- (8) D. FALGOUX, P. MANGIN, J. ENGEL et C. GRANGER, *Z. anal. Chem.*, 236, 1968, p. 228.
- (9) B. E. JANES, *Plant Physiol.*, 54, 1974, p. 226.
- (10) M. R. KAUFMANN et A. N. ECKARD, *Plant Physiol.*, 47, 1971, p. 453.

Laboratoire du Phytotron, CNRS,  
Nutrition minérale,  
91190 Gif-sur-Yvette ;  
Société Naphtachimie,  
Laboratoire de recherches,  
13117 Lavéra.