

ÉCOPHYSIOLOGIE VÉGÉTALE. — *Mise en évidence de l'action de la carence hydrique sur la teneur en polysomes des feuilles adultes de Cotonnier.* Note (*) de MM. **Bernard Marin** et **Jorge Bravo Vieira da Silva**, présentée par M. Lucien Plantefol.

La carence hydrique induite par un traitement osmotique provoque chez le Cotonnier une diminution de la quantité relative de polysomes dans les tissus foliaires adultes. Cette diminution pourrait expliquer l'action défavorable de la sécheresse sur la synthèse protéique. Elle est à rapprocher de la diminution de la teneur en polysomes observée au cours de la sénescence et de l'augmentation de l'activité ribonucléasique provoquée tant par la sécheresse que par le vieillissement.

INTRODUCTION. — L'action de la sécheresse sur les tissus des végétaux supérieurs se traduit généralement par une diminution de la teneur en chlorophylle, en protéines et en acides nucléiques [(3), (4), (23)]. Une telle altération pourrait être le fait, soit d'une intensification des activités hydrolytiques [(19), (20)] conduisant à une destruction de ces macromolécules, soit à une diminution de l'activité synthétisante [(3), (5), (13)].

Si de nombreux faits expérimentaux sont en faveur de cette diminution de l'activité synthétisante, il n'est pas exclu qu'elle soit aussi l'effet d'une action hydrolytique, la ribonucléase libérée ou activée [(19), (20)] agissant sur les polysomes. En effet, en première approximation, la teneur en polysomes peut être considérée comme une indication de l'activité protéosynthétique de ce tissu (1).

Du moins pour les germinations de Ricin (16) ou de Blé (5), la quantité relative de polysomes diminue dans des conditions de sécheresse. Aucune étude n'a été faite sur des tissus foliaires adultes ; nous avons voulu confirmer ce fait dans ces conditions chez le Cotonnier, déjà étudié quant au comportement des hydrolases [(19), (20)].

MATÉRIEL ET MÉTHODES. — Des plants de Cotonnier *Gossypium hirsutum* L. cultivar HAR 444.2, cultivés en serre en solution nutritive de Hoagland, ont été soumis, à l'âge de 15 jours ou de 2 mois et demi, à une sécheresse artificielle, provoquée en ajoutant du polyéthylèneglycol 600 (PEG) à la solution nutritive, selon les méthodes décrites en détail ailleurs (20). Les plants témoins sont cultivés de façon comparable, mais sans agent osmotique.

Après 24 h de traitement, les feuilles en positions 2 et 3 sur l'axe principal à partir du sommet sont prélevées. Pour les jeunes plants âgés de 15 jours, c'est l'ensemble du feuillage qui est récolté.

Les polysomes foliaires sont extraits selon la méthode de E. Stutz et H. Noll (17) modifiée en tenant compte des données de J. A. Pearson (14) et T. C. Hsiao (10). Le broyage se fait au mortier à 0 °C dans un tampon contenant 100 mM Tris-HCl, 500 mM saccharose, 10 mM MgCl₂, 100 mM KCl et 5 mM β-mercaptoéthanol, ajusté à pH = 7,5. Les polysomes sont isolés de la fraction riche en chloroplastes et de la fraction cytoplasmique ainsi préparée en les sédimentant à travers une couche de saccharose 1 M sous une accélération de 160 000 g pendant 3 h. Le culot polysomal obtenu est mis sur un gradient linéaire de saccharose allant de 10 à 34 %.

- 3 MARS 1972

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

Collection de Référence

n° 5268 Phys. Veg.

VIEIRA da SILVA

préparé dans du tampon 10 mM Tris-HCl, 10 mM MgCl₂ et 10 mM KCl ajusté à pH = 7,5, et centrifugé 3 h à 24 000 tr/mn dans un rotor « Spinco SW 25/1 » à 4 °C. Le fond du tube étant percé, la densité optique de l'effluent mesurée à 260 nm est enregistrée en continu.

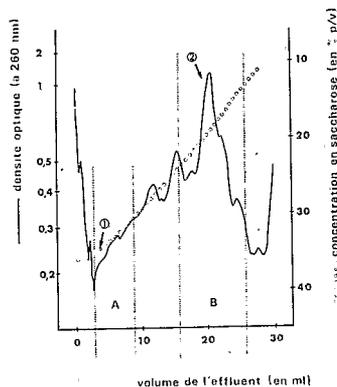


Fig. 1

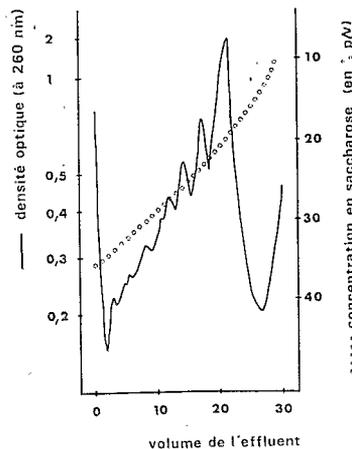


Fig. 2

Fig. 1. — Définition de l'indice de dégradation à partir d'un profil de sédimentation en gradient de saccharose 10-34 % d'un extrait de polysomes de *G. hirsutum* cultivar HAR 444.2 âgés de 2 mois et demi. L'indice de dégradation correspond au rapport entre la somme des densités optiques des dix fractions de 1 ml qui se partagent également de part et d'autre du pic monomérique (2), et la somme des densités optiques des six fractions de 1 ml qui suivent le front des polysomes (1).

Fig. 2. — Profil de sédimentation d'un extrait de polysomes préparés à partir de feuilles de *G. hirsutum* cultivar HAR 444.2 en conditions normales de culture et âgés de 15 jours. 15,5 unités de densité optique à 260 nm ont été mises sur un gradient de saccharose 10-34 %.

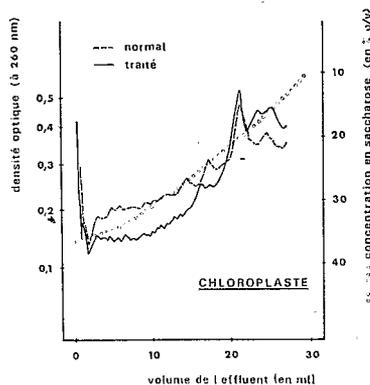


Fig. 3

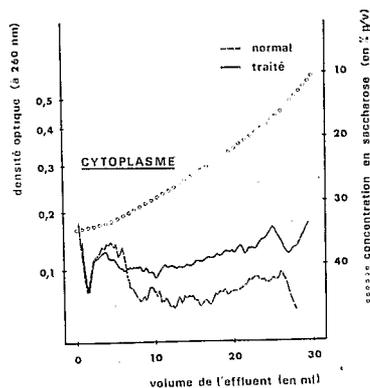


Fig. 4

Fig. 3. — Influence de la carence hydrique sur les polysomes extraits de la fraction riche en chloroplastes préparée à partir de feuilles de *G. hirsutum* cultivar HAR 444.2 âgés de 2 mois et demi. Respectivement ont été mis sur un gradient de saccharose 10-34 % 9,0 unités de densité optique à 260 nm pour les plantes témoins et 8,4 pour les plantes traitées, le potentiel osmotique du milieu de culture étant de $-11,2 \text{ J. Mole}^{-1}$, soit $-6,2 \text{ bars}$. L'indice passe de 1,29 à 1,76.

Fig. 4. — Influence de la carence hydrique sur les polysomes extraits de la fraction cytoplasmique préparée à partir de feuilles de *G. hirsutum* cultivar HAR 444.2 âgés de 2 mois et demi. Pour la fraction cytoplasmique, il s'agit de 2,7 unités de densité optique pour les plantes témoins et de 4,2 unités pour les plantes traitées. L'indice passe de 0,46 à 1,17.

Pour comparer la richesse relative en polysomes des différentes préparations ainsi étudiées, un indice de dégradation est défini. Cet indice, qui compare la quantité de monosomes à celle des polysomes les plus lourds, est obtenu en faisant le rapport entre la somme des densités optiques des dix fractions de 1 ml qui se partagent également de part et d'autre du pic monomérique (*fig. 1 B*), et la somme des densités optiques des six fractions de 1 ml qui suivent le front des polysomes (*fig. 1 A*).

RÉSULTATS. — La méthode d'extraction a été mise à l'essai sur des plantules de Cotonnier âgées de 15 jours. Le profil polysomal obtenu (*fig. 2*) présente 7 pics et n'est pas différent de celui obtenu par d'autres auteurs sur ce même matériel [(7), (21), (22)] ou sur le Tabac (6). Toutefois, la richesse en polysomes est relativement faible, l'indice de dégradation est de 2,12. L'emploi d'inhibiteurs des activités ribonucléasiques comme la bentonite, ne l'améliore pas sensiblement. De plus, un tel inhibiteur présente le risque de modifier la population polysomale initiale en éliminant sélectivement les monosomes (18).

Les polysomes extraits de plants âgés de 2 mois et demi se trouvent moins dégradés, l'indice de dégradation n'est que de 1,88 (*fig. 1*).

Pour le compartiment chloroplastique, cet indice passe de 1,29 chez les plantes témoins à 1,76 chez les plantes traitées (*fig. 3*). Quant au compartiment cytoplasmique, l'indice passe de 0,46 pour les témoins à 1,17 pour les traitées (*fig. 4*). Bien que la séparation dégrade toujours dans une certaine mesure les polysomes, même ceux des plantes en conditions normales de culture, nous observons qu'en conditions de carence hydrique, cette dégradation est beaucoup plus importante et affecte autant le compartiment chloroplastique que le compartiment cytoplasmique (*fig. 3* et 4), la quantité relative de monosomes augmentant considérablement.

Nous avons déjà noté que sous l'influence de la carence hydrique le compartiment cytoplasmique s'enrichissait en ARN ribosomal aux dépens du compartiment chloroplastique (11). Nous vérifions ici qu'il s'enrichit relativement en monosomes, la teneur en polysomes diminuant.

CONCLUSION. — Ainsi, dans les tissus foliaires adultes du Cotonnier, la carence hydrique tend à diminuer la quantité de polysomes présents autant dans le compartiment chloroplastique que dans le compartiment cytoplasmique. Cette observation pourrait expliquer en partie l'effet de la sécheresse sur la synthèse protéique, mais doit être aussi rapprochée de l'augmentation de l'activité ribonucléasique déjà observée pour ce matériel [(19), (20)].

Nous retrouvons pour les tissus foliaires adultes les résultats obtenus par d'autres auteurs pour des germinations [(5), (16)] et plus récemment pour des racines de plantules (13). Des études sur les hydrolases [(19), (20)] ont montré l'importance de la ribonucléase dans le compartiment chloroplastique et l'enrichissement du compartiment cytoplasmique en monosomes serait ainsi une conséquence de la dégradation des polysomes chloroplastiques et de leur migration dans le compartiment cytoplasmique (11).

La carence hydrique est souvent considérée comme un facteur accélérant

la sénescence. La perte de polysomes en fonction de l'âge a été notée par de nombreux auteurs [(²), (¹²), (¹⁵)]. Un tel phénomène peut cependant sous-tendre des réalités très diverses, une diminution de la synthèse de mARN (⁵), mais aussi une dégradation accrue du mARN par la ribonucléase (⁹) ou une modification de la stabilité du complexe ribosomal, les ribosomes étant dissociés même en présence de MgCl₂ (¹²) et il conviendra de préciser ultérieurement de quelle nature est la diminution de la quantité de polysomes dans ces tissus au cours de la carence hydrique.

(*) Séance du 18 octobre 1971.

- (1) J. E. ALLENDE, dans : P. N. CAMPBELL et J. R. SARGENT, *Technics in Protein Biosynthesis*, Academic Press, Londres et New York, 2, 1969, p. 55-100.
- (2) M. S. BAMJI et A. T. JAGENDORFF, *Plant Physiol.*, 41, 1966, p. 764-770.
- (3) A. BEN-ZIONI, C. ITAI et Y. VAADIA, *Plant Physiol.*, 42, 1967, p. 361-365.
- (4) N. M. BARNETT et A. W. NAYLOR, *Plant Physiol.*, 41, 1966, p. 1222-1230.
- (5) D. CHEN, S. SARID et E. KATCHALSKI, *Proc. Natl. Acad. Sc. U. S. A.*, 60, 1968, p. 902-909.
- (6) J. L. CHEN et S. G. WILDMAN, *Science*, 155, 1967, p. 1271-1273.
- (7) L. DURE et L. WATERS, *Science*, 147, 1965, p. 410-412.
- (8) V. EILAM, R. D. BUTLER et E. W. SIMON, *Plant Physiol.*, 47, 1971, p. 317-323.
- (9) D. HADZIYEV, S. L. MEHTA et S. ZALIK, *Can. J. Biochem.*, 47, 1969, p. 279-282.
- (10) T. C. HSIAO, *Plant Physiol.*, 44, suppl., abstr. n° 186, 1969, p. 39.
- (11) B. MARIN et J. B. VIEIRA DA SILVA (en préparation).
- (12) S. L. MEHTA, D. HADZIYEV et S. ZALIK, *Biochim. Biophys. Acta*, 195, 1969, p. 515-522.
- (13) I. NIR, A. POLJAKOFF-MAYBER et S. KLEIN, *Israel J. Bot.*, 19, 1970, p. 451-462.
- (14) J. A. PEARSON, *Exptl. Cell Res.*, 57, 1969, p. 235-239.
- (15) B. I. SAHAI-SRIVASTAVA et C. ARGLEBE, *Plant Physiol.*, 42, 1967, p. 1497-1503.
- (16) E. STURANI, S. COCCUCI et E. MARRE, *Plant Cell Physiol.*, 9, 1968, p. 783-795.
- (17) E. STUTZ et H. NOLL, *Proc. Natl. Acad. Sc. U. S. A.*, 57, 1967, p. 774-781.
- (18) C. F. TESTER et L. DURE III, *Biochem. Biophys. Res. Commun.*, 23, 1966, p. 287-293.
- (19) J. B. VIEIRA DA SILVA, *Comptes rendus*, 266, Série D, 1968, p. 2412-2415.
- (20) J. B. VIEIRA DA SILVA, *Physiol. Veg.*, 8, 1970, p. 413-447.
- (21) L. WATERS et L. DURE, *Science*, 149, 1965, p. 188-191.
- (22) L. C. WATERS et L. DURE, *J. Mol. Biol.*, 19, 1966, p. 1-27.
- (23) S. H. WEST, *Plant Physiol.*, 37, 1962, p. 565-571.

Laboratoire de Physiologie Végétale, Centre ORSTOM d'Adiopodoumé,
B. P. n° 20, Abidjan, République de Côte-d'Ivoire ;
Laboratoire d'Ecologie Végétale,
Faculté des Sciences, 91-Orsay, Essonne.