

BARBARA NIEMYSKA

TRANSPORT I AKUMULACJA ASYMILATÓW W ROŚLINIE**TRANSPORT AND ACCUMULATION OF PHOTOSYNTHATES**

Zagadnienia dotyczące transportu i akumulacji asymilatów zajmują coraz więcej miejsca w badaniach nad optymalizacją plonu rolniczego.

Akumulacja substancji pokarmowych w organie spichlerzowym lub innych akceptorach, np. owocach, zależy od szeregu czynników, m. in. od wielkości globalnej produkcji asymilatów, proporcji między retencją a eksportem asymilatów z donorów, od typu akceptora i jego aktywności, współzależności między akceptorami i ich odległości od donorów. Istotny jest również sprawny załadunek i rozładunek floemu oraz intensywność przemieszczania asymilatów w samym floemie [34, 45, 58, 71].

W regulacji wszystkich etapów transportu, jak również w procesie dystrybucji i akumulacji substancji pokarmowych uczestniczą prawdopodobnie fitohormony — szczególnie gibereliny i IAA, które mogą regulować te procesy bezpośrednio lub pośrednio przy współdziałaniu jonów i enzymów [87, 110].

W niniejszym artykule zwrócono szczególną uwagę na załadunek i rozładunek floemu, nie uwzględniono natomiast zagadnień dotyczących mechanizmów transportu asymilatów we floemie jako mniej istotnych dla samej akumulacji.

Załadunek floemu

Najważniejszym etapem transportu na poziomie liścia-donora wydaje się być załadunek floemu.

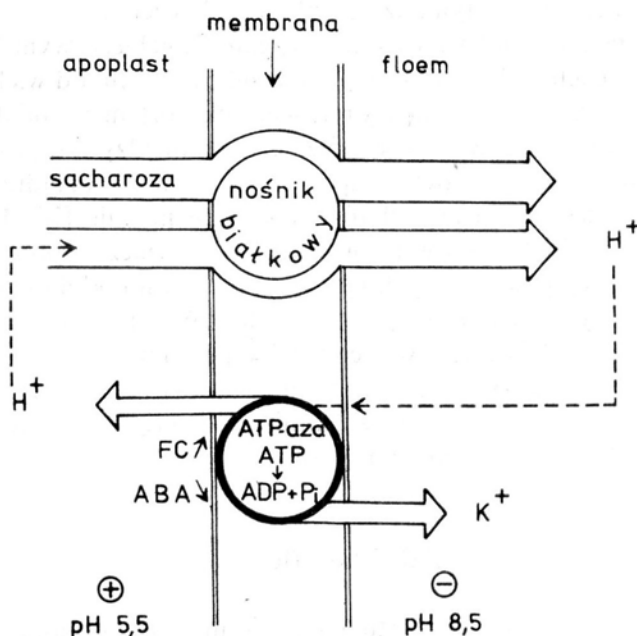
Możliwe są dwie drogi przemieszczania asymilatów z komórek fotosyntetyzujących do floemu — przez symplast i przez apoplast [65]. Transport przez symplast obserwowano m. in. u pszenicy [69] oraz u tytoniu [8]. Większość autorów uważa jednak, że załadunek floemu odbywa się poprzez apoplast. Stwierdzili to m. in. Shannon u kukurydzy, Glasziou, Gayler [49] u trzciny cukrowej, Geiger [38], Giaquinta [41], Kursanov [70], u buraka cukrowego oraz Hampson i in. [54] u bawełny.

Główną formą transportową we floemie u większości roślin jest sacharoza [92]

syntetyzowana w cytoplazmie komórek mezofilu [38, 41]. Podczas załadunku floemu sacharoza jest przemieszczana przez membrany bez uprzedniej hydrolizy. Wykazały to m. in. badania z zastosowaniem asymetrycznie znakowanej ^{14}C -sacharozy [42], chociaż hydroliza nie jest tu wykluczona [36].

Pobieranie sacharozy z pozornie wolnej przestrzeni (AFS) komórek otaczających floem do floemu ma charakter aktywny [32, 104, 128] oraz zależy od pH środowiska [41, 117]. W rurek sitowych floemu występuje niskie stężenie jonów H^+ [75] natomiast na zewnątrz floemu — wysokie. Gradient pH ułatwia przemieszczanie sacharozy do floemu [41].

Transport nieelektrolitów, m. in. sacharozy, przez membrany związany jest z jednoczesnym transportem jonów wodorowych [30, 61, 68, 123]; stwierdzo również, że do floemu sacharoza może być przemieszczana za pomocą białkowego nośnika [54]. Nośniki te (znajdujące się prawdopodobnie w plazmalemmie rurek sitowych) łączą się z obojętną cząsteczką sacharozy i protonem H^+ . Potrójny kompleks może być przemieszczany przez membranę zgodnie z elektrochemicznym gradientem potencjału protonów [40]. Nośnik w formie bezprotonowej, występującej przy wysokim pH, wykazuje małe powinowactwo do sacharozy [107].



Ryc. 1. Zmodyfikowany schemat załadunku floemu wg [64]. Potrójny kompleks (nośnik, sacharoza, proton) jest przemieszczany przez membranę zgodnie z elektrochemicznym gradientem potencjału protonów.

Zarówno obecność protonów, jak również gradient pH i potencjałów membranych stanowią główną siłę motoryczną dla załadunku sacharozy do floemu [22, 40, 41]. Różnica potencjału elektrochemicznego powstaje dzięki działaniu pompy protonowej [40, 96, 107], w której uczestniczy ATP-aza obecna w membranach

[7, 17, 43, 107] oraz jony potasu obecne we flocie [2]. Ultrastrukturalne badania cytochemiczne wykazały, że aktywność ATP-azy w membranach plazmatycznych rurek sitowych jest znacznie wyższa niż w komórkach mezofilu [48]. Wzrost aktywności ATP-azy podczas dojrzewania flocie nasunął przypuszczenie, że enzym ten bierze udział w załadunku flocie. Analogiczny wniosek sugerują wyniki innych prac, gdzie egzogennie dodany ATP zwiększał intensywność procesu transportu, a inhibitory ATP-azy, np. DNP, (dinitrofenol) oraz znaczne obniżenie temperatury [31] hamowały przemieszczanie sacharozy [104].

W soku flocowym różnych roślin stwierdzono stosunkowo wysokie stężenie jonów potasu (20—100 mM) [28, 53, 108]. Jony potasu mogą uczestniczyć w załadunku w sposób bezpośredni lub pośredni. Mengeli wsp. [52, 79] uważają, że potas wpływa na sprawniejszy załadunek flocie pośrednio przez stymulację fosforylacji oksydacyjnej, co powoduje wzrost zawartości ATP w roślinie. Bardziej bezpośredni udział jonów K^+ w załadunku polega na stymulacji pompy protonowej [67, 76], która powodując wzrost stężenia jonów wodorowych w pozornie wolnej przestrzeni zwiększa pobieranie sacharozy przemieszczanej do flocie łącznie z protonami [62, 85].

Doman i Geiger [25] stwierdzili, że potas wprowadzony do liści w stężeniu 30 mM przyspiesza eksport sacharozy z komórek mezofilu do apoplastu w okolicach wiązek przewodzących. Podobną stymulację obserwowali u wierzby Peel i Rogers [95]. Jony potasu mogą powodować konformacyjne zmiany w nośnikowych białkach membranowych przez wyparcie jonów Ca^{2+} z miejsca wiązania nośnika [56, 73].

Rozładunek flocie

Rozładunek flocie jest jednym z etapów procesu transportu, który ma wpływ na ilość asymilatów dopływających do akceptora. Istotną rolę odgrywa również pojemność akceptora i jego zapotrzebowanie na asymilaty.

Rozładunek flocie odbywa się w różny sposób w zależności od gatunku rośliny i typu akceptora. Keener i wsp. [66] sugerują, że może to być:

- prosta dyfuzja odbywająca się zgodnie z gradientem stężeń,
- bierny rozładunek przy współdziałaniu enzymów permeaz działających na zasadzie „drzwi obrotowych”, co pozwala na swobodne przemieszczanie sacharozy w obu kierunkach zgodnie z gradientem stężeń.
- aktywny rozładunek flocie po uprzedniej hydrolizie sacharozy przez inwertazę; obecność inwertazy hydrolizującej sacharozę umożliwia utrzymanie gradientu stężeń sacharozy.

Ci sami autorzy przedstawili matematyczny model rozładunku flocie zakładając, że w badanym procesie bierze udział około 18 enzymów (Keener i in. [66]).

Rozładunek sacharozy z flocie może być ułatwiony przez zmiany przepuszczalności membran w systemie transportowym, np. w wyniku działania gibereliny, jak również poprzez utrzymywanie niskiego stężenia roztworu w komórkach otaczają-

cych floem dzięki intensywnemu metabolizmowi transportowanych związków w akceptorze [59].

Przemieszczanie asymilatów z rurek sitowych do tkanek otaczających je najprawdopodobniej może zachodzić w obu kierunkach. Gdyby gradient stężeń był czynnikiem determinującym kierunek transportu, wówczas w szczególnych okolicznościach może nastąpić retranslokacja z akceptora do organów-translokatorów. Takie zjawisko obserwowano w pomidorach traktowanych zróżnicowanymi warunkami termicznymi. W przypadku gdy owoce znajdowały się w temperaturze 5°C a pozostała część rośliny w temperaturze 25°C obserwowano wycofywanie się substancji pokarmowych z owoców do innych organów [126].

W komórkach akceptora akumulacja sacharozy zachodzi często wbrew gradientowi stężenia przy wykorzystaniu energii [24, 121] i zależy od aktywności ATP-azy [102].

W przemieszczaniu sacharozy mogą również uczestniczyć nośniki. Willenbrinck i Doll [131] sugerują, że na tonoplaście występuje specyficzny dla sacharozy i stymulowany przez gradient pH w środowisku system przekazywania cukrów do wakuoli w komórkach korzeni buraka cukrowego.

Z kolei Saftner i Wyse [101] uważają, że sacharoza jest transportowana do wakuoli łącznie z jonami potasu. Hubner i Moreland [60] stwierdzili proporcjonalne wydzielanie się jonów K^+ i sacharozy z izolowanych protoplastów, co potwierdza jednoczesny ich transport przez membrany. Autorzy ci sugerują, że rozładunek sacharozy może być regulowany przez wysokie stężenie potasu w komórkach akceptora.

Transport asymilatów z floemu do komórek akceptora, podobnie jak w czasie załadunku, może odbywać się poprzez symplast albo apoplast. Droga, jaką cukry są przemieszczane, zależy od gatunku rośliny, organu, a nawet od fazy rozwoju danego organu (i może ulegać zmianie [122]). Rozładunek przez symplast jest typowy raczej dla akceptorów rosnących, np. merystemów [39]. Przemieszczanie przez symplast obserwowano również w korzeniach grochu [23] i kukurydzy [46].

Większość badaczy uważa, że radialny transport asymilatów i rozładunek floemu może odbywać się poprzez apoplast. Stwierdzili to Engel i in. [28], Stein, Willenbrinck [115] w korzeniu buraka cukrowego. Cormack, Lemay [14] w korzeniach gorczycy, Hampson i in. [54] w hypokotylu bawełny, natomiast w łodydze: Wolswinkel [132] u bobu, Patrick i Turvey [94] u fasoli, Glasziou, Gayler [49] u trzciny cukrowej, Gardner, Peel [36] w pędach wierzby, Shannon [105] u kukurydzy.

Istnieją rozbieżne dane na temat, czy sacharoza transportowana we floemie ulega hydrolizie podczas jego rozładunku. Zależy to w dużej mierze od gatunku rośliny, typu akceptora oraz obecności i aktywności kwaśnej inwertazy. Inwertaza u wielu gatunków roślin jest zlokalizowana na plazmalemmie lub tonoplaście komórek miękkiszowych akceptora i może uczestniczyć w transporcie cukrów [99, 106], a nawet regulować ich akumulację, co sugeruje m. in. Lercari [72] u cebuli.

W łodydze trzciny cukrowej — gdzie mechanizm transportu jest najlepiej poznany — sacharoza przed wniknięciem do komórek akceptora jest hydrolizowana

przez inwertazę [6, 49]. W korzeniach wielu gatunków roślin rozładunek sacharozy przebiega bez uprzedniej hydrolizy [9, 23], co może wynikać z małej aktywności inwertazy lub jej braku w komórkach akceptora. Taki wniosek nasuwają doświadczenia, w których w korzeniach buraka cukrowego oraz marchwi stwierdzono spadek aktywności inwertazy w okresie rozpoczęcia akumulacji cukrów, podczas gdy w fazie intensywnego wzrostu korzeni aktywność tego enzymu była wysoka [42, 106]. Według Ricardo i Sovia [99] w zgrubieniu hypokotylu rzodkiewki aktywność inwertazy pozostawała wysoka do końca okresu wegetacji, natomiast Szczepańska (dane niepublikowane) obserwowwała spadek aktywności tego enzymu wraz z wiekiem hypokotylu rzodkiewki. Zmiany aktywności inwertazy uzależnione są więc zarówno od fazy rozwoju rośliny i typu organu: maleje ona na ogół w zaawansowanych w rozwoju organach akumulujących sacharozę [98], a pozostaje wysoka w organach intensywnie rosnących [72, 74]. Na zmiany aktywności inwertazy wpływa również nawożenie. Ricardo i Sovia [99] obserwowali w warunkach deficytu azotu i siarki obniżenie aktywności inwertazy w korzeniach zapasonośnych różnych gatunków roślin.

Ostatnio dużą uwagę przywiązuje się do wpływu warunków fotoperiodycznych na transport i akumulację substancji pokarmowych, m. in. w organach spichlerzowych, np. rzodkiewki [15] oraz cebuli [72]. Warunki fotoperiodyczne poprzez oddziaływanie na stosunek $P_{FR} : P_R$ modyfikują poziom fitohormonów; stwierdzono, że światło czerwone stymuluje m. in. syntezę gibereliny [13]. Z kolei substancje wzrostowe uczestniczą w regulacji transportu i dystrybucji substancji pokarmowych.

Transport asymilatów i rozładunek floemu może być stymulowany przez substancje wzrostowe — szczególnie giberelinę i auksynę, które regulując stopień zużycia asymilatów w procesach wzrostu zachodzących w tkankach akceptora mogą pośrednio zwiększać transport metabolitów do tego akceptora [93].

Jest wiele spekulatywnych hipotez wyjaśniających mechanizm regulacji rozładunku floemu przez regulatory wzrostu. Giaquinta [44] przedstawił hipotezę opartą na zdolności hormonów do stymulacji wydzielania protonów; przy zmianach pH apoplastu może wzrastać aktywność nośnika ułatwiającego rozładunek floemu, obserwuje się stymulację jednoczesnego transportu cukrów i protonów [11].

W innej hipotezie zakłada się ułatwienie rozładunku asymilatów poprzez zmiany we właściwościach membran. Interakcja GA_3 z lipidowymi składnikami membrany powoduje zmiany jej przepuszczalności [134], a z kolei skład lipidów w membranach znacznie zmienia wrażliwość tkanki na hormony [86]. Auksyny mogą wpływać na wielkość potencjału elektrotechnicznego membran [116], co wiąże się również ze zmienioną ich przepuszczalnością [83].

Hormony, szczególnie GA_3 , mogą też stymulować aktywność inwertazy uczestniczącej w procesie rozładunku floemu [64, 97]. Obecność aktywnej inwertazy pozwala na utrzymanie gradientu sacharozy stymulującego rozładunek floemu [29].

Vregdenhil [124] przedstawił interesującą sugestię, że ABA stymuluje rozładunek floemu u buraka, petunii i fasoli ułatwiając akumulację substancji pokarmowych w owocach i nasionach oraz przeciwdziałając „wyciekaniu” substancji pokarmowych z tych akceptorów. Podobną koncepcję dotyczącą roli ABA jako hormonu regulują-

cego transport zaprezentowano w doświadczeniach przeprowadzonych z ziarniakami pszenicy [120]. Düring i Alleweldt [26] stwierdzili dodatnią korelację pomiędzy poziomem ABA a sumaryczną zawartością cukrów w winogronach. Obserwowali oni również, że auksyny, cytokininy i gibereliny występują w stosunkowo dużych ilościach tylko w czasie wzrostu owoców i ich zawartość spada do bardzo małych stężeń w czasie intensywnej akumulacji cukrów.

Tanner [118] przedstawił hipotezę, w której sugeruje, że ABA działa antagonistycznie do fuzikokocyny, która zwiększa gradient pH w plazmalemmie rurek sitowych [78]. ABA zmniejszając gradient pH i potencjał membranowy może zapobiegać cofaniu się asymilatów z powrotem do floemu (ang. reloading) i w ten sposób stymulować akumulację.

Wszystkie te fakty wskazują, że rozładunek floemu w akceptorach znajduje się pod ścisłą kontrolą najprawdopodobniej jednocześnie kilku hormonów.

Współzależności akceptor — donor oraz akumulacja asymilatów

Ilość dostarczonych asymilatów do poszczególnych akceptorów jest z jednej strony określona przez globalną fotosyntezę, a z drugiej strony przez zdolność akumulacyjną poszczególnych akceptorów i w mniejszym stopniu od ich odległości od donorów [129]. Należy podkreślić, że akceptorami różnych substancji pokarmowych są wszystkie organy, u których dominuje import określonych substancji nad eksportem. Substancje te są zużywane w procesach oddychania i wzrostu (głównie w akceptorach merystematycznych i innych) o intensywnej przemianie materii lub też są akumulowane w postaci substancji zapasowych w wegetatywnych organach spichlerzowych, bądź w owocach i nasionach. W tych przypadkach akumulację najczęściej poprzedza przekształcenie cukrów transportowanych przez floem na związki akumulowane — skrobię, tłuszcze lub białka, czemu towarzyszy intensywne oddychanie zwane przez Damisch'a [20] oddychaniem akumulacyjnym. Końcowa wielkość akumulacji zależy w dużym stopniu (poza możliwościami ich zaopatrzenia w substancje pokarmowe) od długości życia i trwania aktywności fizjologicznej tych organów.

W warunkach obniżonej fotosyntezy, a w konsekwencji przy niedostatecznym zaopatrzeniu rośliny w asymilaty, zaostrza się konkurencja o te substancje i zmniejsza się ich akumulacja, szczególnie w organach zapasowości [109]. Z kolei po usunięciu głównego akceptora lub zahamowaniu jego wzrostu, gdy nie ma innych konkurencyjnych akceptorów, często obserwuje się zmniejszenie eksportu bieżących asymilatów z blaszek liściowych [27, 112] a nawet spadek intensywności fotosyntezy w przypadkach, gdy nie jest ona procesem ograniczającym plon [84]. W sytuacji gdy fotosynteza jest procesem limitującym plon, usunięcie głównego akceptora nie powoduje spadku eksportu a jedynie zmianę wzoru dystrybucji na korzyść pozostałych akceptorów [27].

U niektórych gatunków roślin uprawnych (pomidor, rzodkiewka) czynnikiem ograniczającym plon w warunkach naturalnych jest częściej pojemność akumulacyjna

akceptorów niż wielkość globalnej fotosyntezy [97, 111, 113]. Na pojemność akumulacyjną składają się co najmniej dwa komponenty: aktywność akceptora odniesiona do jednostki masy i jego wielkość [3, 18, 59].

Wegetatywne organy zapasonośne charakteryzują się często bardzo dużą pojemnością wynikającą z ich stosunkowo dużej masy przy jednocześnie małej aktywności na jednostkę masy, np. w porównaniu z tkankami merystematycznymi [111]. Według Walkera i Ho [125] decydujące znaczenie w akumulacji asymilatów ma aktywność a nie wielkość akceptora — co stwierdzono w owocach pomidora.

Powstanie nowego akceptora o dużej pojemności akumulacyjnej, np. owocu, bulwy lub innego organu zapasonośnego zmienia dotychczasowy sposób rozmieszczenia asymilatów w roślinie. Następuje wówczas zwiększenie transportu substancji pokarmowych do tego akceptora [16], czyli zapotrzebowanie określonego akceptora na asymilaty wpływa pośrednio na kierunek ich przemieszczania, Inaczej mówiąc, wzór dystrybucji jest modyfikowany przez zmieniające się zależności akceptor — donor. Podobnie dzieje się, gdy zwiększone zapotrzebowanie na asymilaty wywołane jest obecnością grzybów, bakterii lub mszyc, które stanowią dodatkowy akceptor korzystający bezpośrednio lub pośrednio z asymilatów rozprowadzanych przez floem [4, 133]. Transport asymilatów jest tym większy im większa jest sumaryczna pojemność akceptorów, a więc w okresie intensywnego wzrostu akceptorów i akumulacji substancji zapasowych [55, 80]. Niektórzy badacze obserwowali w tym okresie jednoczesny wzrost intensywności fotosyntezy [21], inni natomiast stwierdzili brak zależności między intensywnością fotosyntezy a sumaryczną pojemnością akceptorów [1].

Gwałtowne zmiany stosunku akceptor — donor, np. zaciemnienie, mogą powodować redystrybucję produktów fotosyntezy bez wywoływania zmian w procesie eksportu bieżących asymilatów [39]. Throver [119] twierdzi jednak, że nawet duże zapotrzebowanie na produkty fotosyntezy, np. powstające w wyniku okresowego zaciemnienia wyrośniętych liści, które normalnie są typowymi donorami, nie jest dostatecznym warunkiem skierowania do nich asymilatów z innych liści — donorów.

Bardzo istotnym czynnikiem w akumulacji substancji pokarmowych jest sprawność nie tylko samego rozładunku floemu, lecz konwersji substancji transportowanej w substancję magazynowaną w tkankach. Jest to uzależnione m. in. od aktywności enzymów syntetyzujących skrobię, np. w ziarniakach zbóż [63]. Aktywność ta maleje pod koniec ich rozwoju, co jest równoważne z zahamowaniem procesu akumulacji.

Jak już wspomniano, akumulacja substancji zapasowych zależy m. in. od intensywności oddychania. Ostatnio Gifford i in. [47] zwrócili uwagę, że wpływ fotosyntezy samych ziarniaków na ich wzrost wiąże się pośrednio z wydzielaniem O_2 , który jest tam wykorzystywany w procesie oddychania. Zarówno wzrost jak i biosynteza oraz aktywność enzymów uczestniczących w metabolizmie organów spichlerzowych regulowane są przez fitohormony. Stąd może wynikać ich rola w procesie akumulacji substancji pokarmowych, a ponadto hormony mogą w sposób pośredni i bezpośredni oddziaływać na proces transportu, od którego uzależniona jest akumulacja.

W obecności hormonów IAA i GA_3 obserwuje się w korzeniach zwiększenie

absorpcji i przemieszczanie jonów, szczególnie K^+ , które, jak już omówiono, również odgrywają istotną rolę w procesie transportu asymilatów [10, 35, 50] oraz mogą zwiększać aktywność akceptorów, co stwierdził Haeder [51] w ziarniakach zbóż.

Stymulacja transportu asymilatów przez hormony może być również wynikiem zmian w sprawności funkcjonowania wiązek przewodzących lub ich liczby [103].

Różne hormony roślinne mogą więc regulować przemieszczanie asymilatów poprzez oddziaływanie na inne etapy transportu, m. in. załadunek, rozładunek i transport asymilatów we floemie; działanie hormonów może być dzięki temu kompleksowe [81].

Wielu autorów sugeruje, że GA_3 wykazuje raczej działanie lokalne w miejscu traktowania hormonem [77], natomiast efekt działania IAA na transport obserwowano w miejscu oddalonym od punktu podania hormonu [81].

Giberelina wpływa zarówno na transport floemowy jak również na zwiększenie zdolności mobilizacyjnej akceptorów, natomiast IAA może działać w sposób bardziej specyficzny i bezpośredni na sam transport floemowy [88, 89]. Ponadto stwierdzono jej wpływ na zmiany w przekroju poprzecznym floemu [91], czy opóźnienie starzenia się tkanek przewodzących [82].

Dystrybucja asymilatów może być pośrednio regulowana przez hormony w wyniku ich oddziaływania zarówno na aktywność jak również na wielkość akceptorów [93].

Zmiany aktywności akceptora, a w konsekwencji — w dystrybucji ^{14}C -asymilatów z bulw do pędów obserwowano u ziemniaka, którego pędy potraktowano GA_3 już po okresie tuberyzacji [5]. Podobnie wzrastała aktywność dekapitowanej łodygi fasoli po traktowaniu rośliny GA_3 [91] i IAA [90].

Z kolei inna grupa badaczy stwierdziła zwiększony transport asymilatów do akceptorów w następstwie indukowanego przez hormony objętościowego wzrostu tych akceptorów [12, 37].

W chwili obecnej ogromna liczba prac wskazuje na fakt, że traktowanie różnego typu akceptorów hormonami stymuluje ich wzrost i akumulację substancji pokarmowych. Cytokiny powodują np. wydłużenie okresu napełniania ziarna u pszenicy [57]. GA_3 stymuluje transport i akumulację asymilatów do organu spichlerzowego rzodkiewki [113, 114], a GA_3 i kinetyna zwiększa akumulację masy w dekapitowanych roślinach buraka cukrowego i rzepy, którym pozostawiono jedynie liścienie [100]. Odwrotnie, zahamowanie wzrostu korzenia spichlerzowego obserwowano po traktowaniu GA_3 liści marchwi [19]. Wszystkie te przykłady tylko wrywkowo wskazują na efekty traktowania roślin regulatorami wzrostu. Należy jednak pamiętać, że traktowanie roślin regulatorami wzrostu naturalnymi lub syntetycznymi powoduje zmiany w stosunkach endogennych fitohormonów.

Podsumowując należy stwierdzić, że akumulacja asymilatów w organie zapasowym jest procesem złożonym, na który składa się szereg czynników. Wiele z nich zostało przedstawionych w niniejszym artykule, pozostaje jeszcze jednak dużo zagadnień nie wyjaśnionych do końca.

Poznano dość dokładnie proces załadunku i rozładunku floemu, mechanizmy przemieszczania asymilatów przez membrany oraz ich transportu we floemie. Zba-

dano różne drogi metaboliczne zachodzące m. in. w organach spichlerzowych, owocach. Wiadomo, że transport asymilatów jest regulowany poprzez procesy przebiegające w donorach i akceptorach, ale nie znany jest mechanizm tej regulacji [130]. Ciągłe jeszcze nie wiadomo, jakie czynniki ostatecznie decydują o wielkości eksportu, czy retencja asymilatów w liściach jest procesem fizjologicznie aktywnym, uzależnionym od zapotrzebowania liścia na substancje pokarmowe, czy jest procesem biernym wynikającym z braku aktywnych akceptorów.

Podobnie nie znany jest mechanizm przekazywania informacji o zapotrzebowaniu poszczególnych akceptorów na asymilaty oraz w jaki sposób ta informacja jest odbierana i jaki jest mechanizm dystrybucji asymilatów.

LITERATURA

- [1] Austin R. B., Edrich J., 1975. Effects of ear removal on photosynthesis, carbohydrate accumulation and on the distribution of assimilated ^{14}C in wheat. *Ann. Bot.* 39: 141—152.
- [2] Baker D. A., 1982. Uptake of cations and transport within the plant. In: *Uptake and Utilization of Metals by Plants*. Robb D. A., Pierpoint W. S. eds. Academic Press, London.
- [3] Barnes A., 1979. Vegetative plant part relationships. II. A quantitative hypothesis for shoot (Storage root development. *Ann. Bot.* 43: 487—499.
- [4] Billett E. E., Billett M. A., Burnett J. H., 1977. Stimulation of maize invertase activity following infection by *Ustilago Maydis*. *Phytochem.* 16: 1163—1166.
- [5] Booth A., Lovell P. H., 1972. The effect of pre-treatment with GA acid on the distribution of photosynthate in intact and disbudded plants of *Solanum tuberosum* L. *New Phytol.* 71: 795—804.
- [6] Bowen J. E., Hunter J. E., 1972. Sugar transport in immature internodal tissue of sugar cane. II. Mechanism of sucrose transport. *Plant Physiol.* 49: 789—793.
- [7] Browning A. H., Hall J., Baker D. A., 1980. Cytochemical localization of ATPase activity in phloem tissues of *Ricinus communis* L. *Protopl.* 104: 55—65.
- [8] Cataldo D. A., 1974. Vein loading: The role of the symplast in intercellular transport of carbohydrate between the mesophyll and minor veins of tobacco leaves. *Plant Physiol.* 53: 912—917.
- [9] Chin C. K., Weston G. D., 1975. Sucrose absorption and synthesis by excised *Lycopersicon esculentum* roots. *Phytochem.* 14: 69—70.
- [10] Cocucci S., Cocucci M., 1977. Effect of ABA, GA_3 and F C on the development of potassium uptake in germinating radish seeds. *Plant Sci. Lett.* 10: 85—95.
- [11] Colombo R., De Michelis M. I., Lado P., 1978. 3-O-Methyl glucose uptake stimulation by auxin and by fusaric acid in plant materials and its relationship with proton extrusion. *Planta* 138: 249—256.
- [12] Cook M. G., Evans L. T., 1978. Effect of relative size and distance of competing sinks on the distribution of photosynthetic assimilates in wheat. *Austr. J. Pl. Physiol.* 5: 495—509.
- [13] Cooke R. J., Kendrick R. E., 1976. Phytochrome controlled GA_3 in etioplast envelopes. *Planta* 131: 303—307.
- [14] Cormack R. G. H., Lemay P., 1963. Sugar in the intercellular spaces of white mustard roots. *J. Exp. Bot.* 14: 232—236.
- [15] Craker L. E., Seibert M., Clifford J. T., 1983. Growth and development of radish (*Raphanus sativus*) under selected light environments. *Ann. Bot.* 51: 59—64.
- [16] Crompton H. J., Lloyd-Jones C. P., Hill-Cottingham D. G., 1981. Translocation of labelled assimilates following photosynthesis of $^{14}\text{CO}_2$ by the field bean, *Vicia faba*. *Physiol. Plant.* 51: 189—194.
- [17] Cronshaw J., 1980. Histochemical localization of enzymes in the phloem. *Ber. D. Bot. Ges.* 93: 123—139.
- [18] Currah J. E., Barnes A., 1979. Vegetative plant part relationships. I Effects of time and population density on the shoot and storage root weights of carrot (*Daucus carota* L.). *Ann. Bot.* 43: 475—486.

- [19] Currah I. E., Thomas T. H., 1979. Vegetable plant part relationships. III. Modification of carrot (*Daucus carota* L.) root and shoot weights by gibberellic acid and daminozide. *Ann. Bot.* 43: 501—511.
- [20] Damisch V., 1983. Issledovanie fiziologičeskikh pokazatelej u vysokourožajnogo sortotipa ozimoj pšenicy i predloženiya po ispolzovaniju ich v selekcionnom processe. W: Voprosy selekcii genetiki zernovykh kultur. 199—212 Moskva.
- [21] Das Gupta D. K., 1972. Developmental physiology of sugar-beet. III. Effects of decapitation, defoliation and removing part of the root and shoot on subsequent growth of sugar-beet. *J. Exp. Bot.* 23: 93—102.
- [22] Delrot S., Despeghel J. P., Bonnemain J. L., 1980. Phloem loading in *Vicia faba* leaves: Effects of N-ethylmaleimide and parachloromercuribenzenesulfonic acid on H^+ extrusion, K^+ and sucrose uptake. *Planta* 149: 144—148.
- [23] Dick P. S., Ap Rees T., 1975. The pathway of sugar transport in roots of *Pisum sativum*. *J. Exp. Bot.* 26: 305—314.
- [24] Doll S., Rodier B., Willenbrink J., 1979. Accumulation of sucrose in vacuoles isolated from red beet tissue. *Planta* 144: 407—411.
- [25] Doman D. C., Geiger D. R., 1979. Effect of exogenously supplied foliar potassium on phloem loading in *Beta vulgaris* L. *Plant Physiol.* 64: 528—533.
- [26] Düring H., Allweldt G., 1980. Effect of plant hormones on phloem transport in grapevines. *Ber. D. Bot. Ges.* 93: 339—347.
- [27] Dziecioł N., 1972. Dystrybucja ^{14}C -asymilatów w truskawce. Materiały II Konferencji poświęconej translokacji i akumulacji składników pokarmowych w organizmie roślinnym.
- [28] Engel O. S., Cholodova V. P., Dorožkina Ĺ. A., 1968. K voprosu o nakoplenii sacharozы v kopnyach sacharnoj svičky. *Fizj. rast.* 15: 616—624.
- [29] Eschrich W., 1980. Free space invertase, its possible role in phloem loading. *Ber. D. Bot. Ges.* 93: 363—378.
- [30] Etherton B., Rubinstein B., 1978. Evidence for amino acid H^+ cotransport in oat coleoptiles. *Plant Physiol.* 61: 933—937.
- [31] Fensom D. S., Thompson R. G., Alexander K. G., 1984. Stem anoxia temporarily interrupts translocation of ^{14}C -photosynthate in sunflower. *J. Exp. Bot.* 35: 1582—1594.
- [32] Fondy B. R., Geiger D. R., 1977. Sugar selectivity and other characteristics of phloem loading in *Beta vulgaris* L. *Plant Physiol.* 59: 953—960.
- [33] Fondy B. R., Geiger D. R., 1980. Effect of rapid changes in sink — source ratio on export and distribution of products of photosynthesis in leaves of *Phaseolus vulgaris*. *Plant Physiol.* 65: S—833.
- [34] Fondy B. R., Geiger D. R., 1981. Regulation of export by integration of sink and source activity. *What's New in Plant Physiology* 12: 33—36.
- [35] Garcia-Luis A., Guardiola J. L., 1981. Effect of gibberellic acid on ion uptake selectivity in pea seedlings. *Planta* 153: 494—496.
- [36] Gardner D. C., Peel A. J., 1971. Transport of sugars into the sieve elements of willow. *Phytochem.* 10: 2621—2625.
- [37] Garrod J. F., 1974. The role of gibberellins in early growth and development of sugar beet. *J. Exp. Bot.* 25: 945—954.
- [38] Geiger D. R., 1975. Phloem loading. In: M. H. Zimmermann, J. A. Milburn eds. *Transport in Plants. Encyclopedia of Plant Physiology, New Series Vol. 1.* Springer Verlag, New York, 395—431.
- [39] Geiger D. R., Fondy B. R., 1980. Phloem loading and unloading: pathway and mechanism. *What's New in Plant Physiol.* 11: 26—28.
- [40] Giaquinta R. T., 1977 a. Possible role of pH gradient and membrane ATP-ase in the loading of sucrose into the sieve tubes. *Nature* 267: 369—370.
- [41] Giaquinta R. T., 1977 b. Phloem loading and selectivity. *Plant Physiol.* 59: 750—755.
- [42] Giaquinta R. T., 1977 c. Sucrose hydrolysis in relation to phloem translocation in *Beta vulgaris*. *Plant Physiol.* 60: 339—343.
- [43] Giaquinta R. T., 1979. Phloem loading of sucrose. Involvement of membrane ATP-ase and proton transport. *Plant Physiol.* 63: 744—748.

- [44] Giaquinta R. T., 1980. Mechanism and control of phloem loading of sucrose. *Ber. D. Bot. Ges.* 93: 187—201.
- [45] Giaquinta R. T., 1983. Phloem loading of sucrose. *Ann. Rev. Pl. Physiol.* 34: 347—387.
- [46] Giaquinta R. T., Lin W., Sadler N. L., Franceschi V. R., 1983. Pathway of phloem unloading of sucrose in corn roots. *Plant Physiol.* 72: 362—367.
- [47] Gifford R. M., Bremner P. M., 1981. Accumulation and conversion of sugars by developing wheat grains. II. Light requirement for kernels cultured *in vitro*. *Austr. J. Pl. Physiol.* 8: 631—640.
- [48] Gilder J., Croshaw J., 1974. A biochemical and cytochemical study of adenosine triphosphatase activity in the phloem of *Nicotiana tabacum*. *J. Cell. Biol.* 60: 221—235.
- [49] Glasziou K. T., Gayler K. R., 1972. Storage of sugars in stalks of sugarcane. *Bot. rev.* 38: 471—490.
- [50] Guardia De la M. D., Benlloch M., 1980. Effect of potassium and GA₃ on stem growth of whole sunflower plants. *Plant Physiol.* 49: 443—448.
- [51] Haeder H. E., 1980. Effect of potassium nutrition on sink intensity and duration. In: *Physiological aspects of Crops Productivity*. 185—194. Proc. of the 15th Colloquium of the International Potash Instit. Wageningen. The Netherlands.
- [52] Haeder H. E., Mengel K., Forster H., 1973. The effect of potassium on translocation of photosynthates and yield pattern of potato plants. *J. Sci. Food Agr.* 24: 1479—1487.
- [53] Hall S. M., Baker D. A., 1972. The chemical composition of *Ricinus* phloem exudate. *Planta* 106: 131—140.
- [54] Hampson S. E., Loomis R. S., Rains D. W., 1978b. Regulation of sugar uptake in hypocotyls of cotton. *Plant Physiol.* 62: 851—855.
- [55] Hansen P., 1970. ¹⁴C-studies in apple tree. V. Translocation of labelled compounds from leaves to fruit and their conversion within the fruit. *Physiol. Plant* 23: 564—573.
- [56] Hawker J. S., Marschner H., Downton W. J. S., 1974. Effects of sodium and potassium on starch synthesis in leaves. *Austr. J. Pl. Physiol.* 1: 491—501.
- [57] Herzog H., 1982. Relation of source and sink during grain filling period in wheat and some aspects of its regulation. *Physiol. Plant* 56: 155—160.
- [58] Ho L. C., Baker D. A., 1982. Regulation of loading and unloading in long distance transport systems. *Physiol. Plant*, 56: 225—230.
- [59] Hole C. C., Barnes A., Thomas T. H., Scott P. A., Rankin W. E. F., 1983. Dry matter distribution between the shoot and storage root of carrot (*Daucus carota*). I Comparison of varieties. *Ann. Bot.* 51: 175—187.
- [60] Hubner S. C., Moreland D. E., 1981. Co-transport of potassium and sugars across the plasmalemma of mesophyll protoplasts. *Plant Physiol.* 67: 319—329.
- [61] Humphreys T. E., 1978. A model for sucrose transport in the maize scutellum. *Phytochem.* 17: 679—684.
- [62] Hutchings V. M., 1978. Sucrose and proton co-transport in *Ricinus* cotyledons. II. H⁺ efflux and associated K⁺ uptake. *Planta* 138: 238—242.
- [63] Jenner C. B., Rathjen A. J., 1977. Supply of sucrose and its metabolism in developing grains of wheat. *Austr. J. Pl. Physiol.* 4: 691—701.
- [64] Jones R. A., Kaufman P. B., 1971. Regulation of growth and invertase activity by kinetin and GA₃ in developing *Avena* internodes. *Physiol. Plant.* 25: 198—203.
- [65] Kaiser W. M., Paul J. S., Bassnam J. A., 1979. Release of photosynthates from mesophyll cells *in vitro* and *in vivo*. *Plant Physiol.* 64: 377—385.
- [66] Keener M. E., De Michele D. W., Sharpes P. J. H., 1979. Sink metabolism; A conceptual framework for analysis. *Ann. Bot.* 44: 659—669.
- [67] Keifer D. W., Lucas W. J., 1982. Potassium channels in *Chara corallina*, control and interaction with electrogenic H⁺ pump. *Plant Physiol.* 69: 781—788.
- [68] Komor E., Rotter M., Tanner W., 1977. A proton co-transport system in a higher plant: sucrose transport in *Ricinus communis*. *Plant Sci. Lett.* 9: 153—162.
- [69] Kuo J., O'Brien T. P., Canny M. J., 1974. Pit field distribution, plasmodesmatal frequency and assimilate flux in the mestome sheath cells of wheat leaves. *Planta* 121: 97—118.

- [70] Kursanov L., 1973. Transport metabolitow i fizjologia celowo rastienja. Izv. Akad. Nauk ZSRR. Seria biolog. 461—480.
- [71] Kursanov A. L., 1984. Endogennaja regulacija transporta assimilatov i donorno-akceptornyje otnosenija u rastienij. Fizj. rast. 31: 579—595.
- [72] Lercari B., 1982. Changes in invertase activities during the photoperiodically induced bulb formation of onion (*Allium cepa*). *Physiol. Plant.* 54: 480—484.
- [73] Lucas W., Spanswick R. M., Dainty J., 1978. HCO₃⁻-influx across the plasmalemma of Chara Corallina: physiological and biophysical influence of 10 mM K. *Plant Physiol.* 61: 487—493.
- [74] Lyne R. L., Rees T., 1971. Invertase and sugar content during differentiation of roots of *Pisum sativum*. *Phytochem.* 10: 2593—2599.
- [75] MacRobbie E. A. C., 1971. Phloem translocation. Facts and mechanisms: a comparative survey. *Biol. rev.* 46: 429—481.
- [76] Malek B., Baker D. A., 1977. Protonco-transport of sugars in phloem loading. *Planta* 135: 297—299.
- [77] Mares D. J., Marschner H., Krauss A., 1981. Effect of GA₃ on growth and carbohydrate metabolism of developing tubers of potato. *Physiol. Plant.* 52: 267—274.
- [78] Marrè E., 1979. Fusicoccin: a tool in plant physiology. *Ann. Rev. Pl. Physiol.* 30: 273—288.
- [79] Mengel K., 1980. Assimilate transport through phloem tissue. In: *Physiological aspects of crop productivity*. 51—64. Proceedings of the 15th Colloquium of the International Potash Institute held in Wageningen. The Netherlands.
- [80] Moorby J., 1968. The influence of carbohydrate and mineral nutrient supply on the growth of potato tubers. *Ann. Bot.* 32: 57—68.
- [81] Mulligan D. R., Patrick J. W., 1979. Gibberelic-acid promoted transport of assimilates in stems of *Phaseolus vulgaris* L. Localized versus remote site of action. *Planta* 145: 233—238.
- [82] Mullins M. G., 1970. Hormone — directed transport of assimilates in decapitated internodes of *Phaseolus vulgaris* L. *Ann. Bot.* 34: 897—909.
- [83] Nelles A., 1977. Short-term effects of plant hormones on membrane potential and membrane permeability of dwarf maize coleoptile cells (*Zea mays* L.) in comparison with growth responses. *Planta* 137: 293—298.
- [84] Ong C. K., Marshall C., 1975. Assimilate distribution in *Poa annua* L. *Ann. Bot.* 39: 413—421.
- [85] Parrish D. J., Davies P. J., 1977. On the relationship between extracellular pH and growth of excised pea stem segments. *Plant Physiol.* 59: 574—578.
- [86] Parups E. V., Miller R. W., 1978. Investigation of effects of plant growth regulators on liposome fluidity and permeability. *Physiol. Plant.* 42: 415—419.
- [87] Parys E., Ostrowska E., 1976. Działanie regulatorów wzrostu na fotosyntezę, fotooddychanie i oddychanie. I Fotosynteza. *Wiad. Bot.* 20: 17—37.
- [88] Patrick J. W., 1982. Hormonal control of assimilate transport. XI I. P. G. S. Conference, July 1982, Aberystwyth. 1—10.
- [89] Patrick J. W., Waering P. F., 1973. Auxin-promoted transport of metabolites in stems of *Phaseolus vulgaris* L. *J. Exp. Bot.* 24: 1158—1171.
- [90] Patrick J. W., Woolley D. J., 1973. Auxin physiology of decapitated stems of *Phaseolus vulgaris* treated with IAA. *J. Exp. Bot.* 24: 949—957.
- [91] Patrick J. W., Johnstone G. F. S., Waering P. F., 1979. Mobilizing ability of GA₃ and kinetin applied to mature, decapitated stems of *Phaseolus*. *Ann. Bot.* 44: 517—519.
- [92] Patrick J. W., Mc Donald R., 1980. Pathway of carbon transport within developing ovules of *Phaseolus vulgaris* L. *Austr. J. Pl. Physiol.* 7: 671—684.
- [93] Patrick J. W., Waering P. F., 1980. Hormonal control of assimilate movement and distribution. In: *Aspects and prospects of plant growth regulators*. B. Jeffcoat eds. 65—84.
- [94] Patrick J. W., Turvey P. M., 1981. The pathway of radial transfer of photosynthate in decapitated stems of *Phaseolus vulgaris* L. *Ann. Bot.* 47: 611—621.
- [95] Peel A. J., Rogers S., 1982. Stimulation of sugar loading into sieve elements of willow by potassium and sodium salts. *Planta* 154: 94—96.

- [96] Raven J. A., Smith F. A., 1976. Cytoplasmic pH regulation and electrogenic H⁺ extrusion. *Curr. Adv. Plant. Sci.* 8: 649—660.
- [97] Rawson H. M., Woodward R. G., 1976. Photosynthesis and transpiration in dicotyledonous plants. I. Expanding leaves of tobacco and sunflower. *Austr. J. Pl. Physiol.* 3: 247—256.
- [98] Ricardo C. P. P., 1976. Effect of sugars, gibberellic acid and kinetin on acid invertase of developing carrot roots. *Phytochem.* 15: 615—617.
- [99] Ricardo C. P. P., Sovia D., 1974. Development of tuberous root and sugar accumulation as related to invertase activity and mineral nutrition. *Planta* 118: 43—55.
- [100] Ricardo C. P. P., Silva M., 1980. Storage root development in decapitated radish, turnip and sugar beet plants having only cotyledonary leaves. *Agronomia Lusitana* 40: 161—175.
- [101] Saftner R. A., Wyse R. E., 1980. Alkali cation/sucrose cotransport in the root sink of sugar beet. *Plant Physiol.* 66: 884—889.
- [102] Saftner R. A., Dale J., Wyse R. E., 1983. Sucrose uptake and compartmentation in sugar beet tap root tissue. *Plant Physiol.* 72: 1—6.
- [103] Segovia A. J., Brown R. H., 1978. Relationship of phloem size to leaf size and position. *Crop Sci.* 18: 90—93.
- [104] Servaities J. C., Schrader L. E., Jung D. M., 1979. Energy dependent loading of amino acids and sucrose into the phloem of soybean. *Plant Physiol.* 64: 546—550.
- [105] Shannon J. C., 1972. Movement of ¹⁴C-labelled assimilates into kernels of *Zea mays* L. I. Pattern and rate of sugar movement. *Plant Physiol.* 49: 198—202.
- [106] Silvius J. E., Snyder F. W., 1979. Photosynthetic partitioning and enzymes of sucrose metabolism in sugar beet roots. *Plant Physiol.* 46: 169—173.
- [107] Slayman C. L., 1974. Proton pumping and generalized energetics of transport: a review. In: V. Zimmermann, J. Dainty eds. *Membrane Transport in Plants*. Springer-Verlag, New York, 107—119.
- [108] Smith J. A., Milburn J. A., 1980. Osmoregulation and the control of phloem-sap composition in *Ricinus communis* L. *Planta* 148: 28—34.
- [109] Starck Z., 1973. The effect of shading during growth on the subsequent distribution of ¹⁴C-assimilates in *Raphanus sativus*. *Bull. Acad. Polon. Sci. Biol.* 21: 309—314.
- [110] Starck Z., 1976. Różne aspekty wpływu regulatorów wzrostu na fotosyntezę i przemieszczanie metabolitów. *Wiad. Bot.* 20: 81—95.
- [111] Starck Z., 1978. Dystrybucja asymilatów jako jeden z czynników determinujących plon rolniczy. *Rost. Nauk Roln.* nr 14, 17—34.
- [112] Starck Z., Ubysz L., 1976. Source-sink relationships in radish plant. *A. S. B. P.* 45: 447—493.
- [113] Starck Z., Stradowska M., 1977. Pattern of growth and ¹⁴C-assimilates distributions in relation to photosynthesis in radish plants treated with growth substances. *A. S. B. P.* 46: 617—627.
- [114] Starck Z., Chołuj D., Szczepańska B., 1980. Photosynthesis and photosynthates distribution in potassium deficient radish plants treated with indolyl-3-acetic acid or gibberellic acid. *Photosynthetica* 14: 497—505.
- [115] Stein M., Willenbrink J., 1976. Zur Speicherung von Saccharose in der wachsenden Zuckerrübe. *Z. Pflanzenphysiol.* 79: 310—322.
- [116] Stolarek J., 1972. Niektóre aspekty transportu i zjawisk elektrofizjologicznych w komórkach roślinnych. *Praca habil. Lublin Uniwersytet M. Curie-Skłodowskiej*.
- [117] Tanner W., 1980 a. Proton-sugar co-transport in lower and higher plants. *Ber. D. Bot. Ges.* 93: 167—176.
- [118] Tanner W., 1980 b. On the possible role of ABA on phloem unloading. *Ber. D. Bot. Ges.* 93: 349—351.
- [119] Throrer S. L., 1974. Sink limitation and import of assimilates into mature leaves. *New Phytol.* 73: 685—687.
- [120] Tietz A., Ludewig M., Dingkuhn M., Dörffling K., 1981. Effects of abscisic acid on the transport of assimilates in barley. *Planta* 152: 557—561.

- [121] Turkina M. V., Sokolova S. V., 1972. Izučenie membrannovo transporta sacharozы v rastitel'noj tkani. Fizjol. rast. 19: 912—919.
- [122] Tyree M. R., 1970. The symplast concept. A general theory of symplastic transport according to the thermodynamics of irreversible processes. J. theoret. Biol. 26: 181—214.
- [123] Van Bel A. J. E., Van Erven A., 1976. Stimulation of proton influx by amino acid uptake in tomato internode discs. Z. Pflanzenphysiol. 80: 74—76.
- [124] Vregdenhil I., 1983. Abscisic acid inhibits phloem loading of sucrose. Phys. Plant. 54: 463—467.
- [125] Walker A. J., Ho L. C., 1977a. Carbon translocation in the tomato: Carbon import and fruit growth. Ann. Bot. 41: 813—823.
- [126] Walker A. J., Ho L. C., 1977b. Carbon translocation in the tomato. Effects of fruit of temperature on carbon metabolism and the rate of translocation. Ann. Bot. 41: 825—832.
- [127] Walker A. J., Ho L. C., 1978. Carbon translocation in the tomato: Pathway of carbon metabolism in the fruit. Ann. Bot. 42: 901—909.
- [128] Wardlaw J. F., 1974. Phloem transport: physical, chemical or impossible. Ann. Rev. Pl. Physiol. 25: 515—536.
- [129] Wardlaw J. F., 1980. Translocation and source sink relationships. In: The biology of crops productivity. Acad. Press Inc. 297—339.
- [130] Wardlaw J. F., Moncur L., 1976. Source sink and hormonal control of translocation in wheat. Planta 128: 93—100.
- [131] Willenbrink J., Doll S., 1979. Characteristics of the sucrose uptake system of vacuoles isolated from red beet tissue. Kinetics and specificity of the sucrose uptake system. Planta 147: 159—162.
- [132] Wolswinkel P., 1974. Enhanced rate of ^{14}C -solute release to the free space by the phloem of *Vicia-faba* stems by *Cuscuta*. Acta Bot. Neerl. 23: 177—188.
- [133] Wolswinkel P., 1978. Phloem unloading in stem parts parasitized by *Cuscuta*: The release of ^{14}C and K^+ to the free space at 0°C and 25°C . Physiol. Plant. 42: 167—172.
- [134] Wood A., Paleg L. G., 1974. Alteration of liposomal membrane fluidity by gibberelic acid. Austr. J. Pl. Physiol. 1: 31—40.

Dr Barbara Niemyska
Zakład Fizjologii Roślin SGGW-AR,
ul. Rakowiecka 26/30, 02-528 Warszawa