

EWA KĘPCZYŃSKA
Instytut Sadownictwa i Kwiaciarstwa
Skierniewice

ZACHOWANIE SIĘ FUNGICYDÓW NA ROŚLINIE I ICH TRANSLOKACJA

Ważnym czynnikiem w produkcji roślinnej jest ograniczenie strat wywoływanych przez grzyby, zaliczane do głównych sprawców chorób. Pomimo dużego postępu w zwalczaniu chorób grzybowych takich jak metody biologiczne, agrotechniczne czy hodowlane, nadal podstawowym sposobem ich zwalczania jest stosowanie środków chemicznych (pestycydów) tj. fungicydów. Zaletą stosowania fungicydów jest ich szybkie i skuteczne działanie.

Ze względu na wysoką cenę środków ochrony roślin oraz z powodu skażenia środowiska naturalnego prowadzone są badania nad opracowywaniem metod umożliwiających stosowanie środków chemicznych w mniejszych niż dotychczas ilościach. Jedną z możliwości zmniejszenia wprowadzanych do środowiska środków ochrony roślin jest wykorzystanie preparatów o wysokiej skuteczności, ale jednocześnie ich małej trwałości w środowisku. Cel ten jest również osiągany między innymi przez wprowadzenie coraz to nowych środków o działaniu interwencyjnym lub wyniszczającym, zastępującym fungicydy zapobiegawcze co pozwala na znaczne ograniczenie liczby opryskiwań, a więc wiąże się z obniżeniem kosztów oraz ograniczeniem skażenia środowiska. Kolejny sposób zmniejszania ilości wprowadzanych środków ochrony wiąże się z doskonaleniem techniki ochrony; stosowanie wysokiej klasy opryskiwaczy pozwala obniżyć dawki stosowanych środków nawet o 2/3.

To oczywiste dążenie do jak najbardziej racjonalnego stosowania fungicydów przyczyniło się do zainteresowania czynnikami decydującymi o ich zachowaniu się na roślinie. Celem tego artykułu jest omówienie różnorodnych czynników wpływających na początkowy osad fungicydów, dynamikę ich zanikania oraz przemieszczanie się w chronionej roślinie.

Początkowy osad fungicydów i dynamika jego zanikania

Termin osad (deposit) stosowany jest do określania początkowej ilości naniesionej na powierzchnię rośliny. Trwałość tego osadu, czyli okres,

w którym preparat zachowuje swoją skuteczność uzależniona jest od wielu czynników, które można podzielić na trzy grupy:

1. Czynniki związane z fungicydem, a więc forma użytkowa, lotność, rozpuszczalność w wodzie, wrażliwość na rozpad biologiczny i chemiczny oraz współczynnik podziału pomiędzy fazę wodną i olejową ($\log P$).

2. Czynniki związane z naturą rośliny — morfologia, właściwości powierzchni liści, stadium wzrostu w czasie traktowania.

3. Czynniki zewnętrzne — deszcz, wiatr, wilgotność, temperatura i światło.

O początkowej ilości preparatu na powierzchni rośliny decyduje przede wszystkim dawka stosowanego fungicydu oraz technika opryskiwania. Istotny wpływ na ilość osadu ma wielkość kropeł cieczy. Najlepsze wyniki opryskiwania uzyskuje się, gdy wielkość kropeł wynosi od 50 do 100 mikronów. Większe krople często zlewają się powodując ściekanie cieczy z chronionej rośliny. Z kolei krople mniejsze niż 50 mikronów są niepożądane, ponieważ łatwo są znoszone przez wiatr lub często wysychają zanim dotrą do rośliny [2].

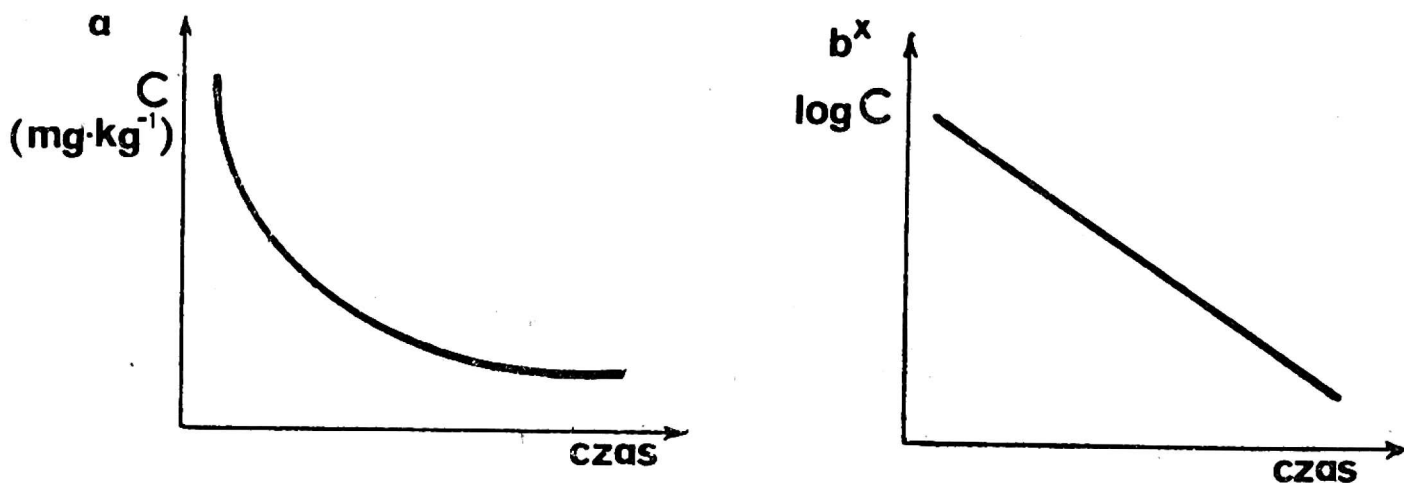
Istotnym czynnikiem fizycznym decydującym o początkowym osadzie fungicydów jest ich lotność. Jeśli związki są lotne to mogą być uwalniane do atmosfery zanim krople trafią na roślinę [31].

Niewątpliwie ważnym czynnikiem wpływającym na początkowy osad jest morfologia rośliny tj. kształt rośliny (prosty, rozłożysty, płozący), kształt liścia (szeroki, duży, wąski, krótki), pozycja liści i ich gęstość (horyzonalne, wzniesione do góry, zwisające) oraz powierzchnia liści (wosk, włoski) i unerwienie. Bardzo mała ilość cieczy będzie zatrzymywana na liściach wąskich, wzniesionych do góry i okrytych woskiem. Uk i Courshee [38] badali rozmieszczenie osadu na roślinach bawełny po opryskiwaniu. Stwierdzili oni, że ilość osadu maleje w kierunku osi rośliny. Ilość osadu w przeliczeniu na jednostkę powierzchni (współ. rozcieńczenia) jest uzależniona od pokroju rośliny i gęstości listowia. W środkowej i dolnej części jest mniej osadu niż w górnej części rośliny. Najwięcej osadu gromadzi się na górnej stronie liści. Ripley i Edgington [30] obserwowali 10-krotnie wyższe stężenie kaptanu na liściach niż na owocach truskawki. Stwierdzili oni również dużo wyższą ilość kaptanu w owocach truskawek z mniejszą ilością liści. Podobne zależności obserwowano stosując procymidon, owoce jednorocznych plantacji truskawek zawierały dużo więcej tego fungicydu niż owoce roślin dwuletних, charakteryzujących się większą liczbą liści [23].

Istotny wpływ na ilość zatrzymującego się na liściach fungicydu ma struktura ich pokrycia. Więcej fungicydu Cynkotox stwierdzono na gładkich liściach selera niż na owłosionych liściach fasoli. Natomiast ciecz bordoska charakteryzująca się znacznie lepszymi właściwościami zwil-

zajęcymi niż Cynkotox w jednakowym stopniu pokrywała wspomniane dwa typy liści. Osad na liściach owłosionych jest bardziej trwały niż na liściach gładkich [12]. Badania Jonesa i wsp. z roku 1986 dowodzą, że obecność włosków na liściach i wiek liści mają istotny wpływ na ilość absorbowanego fungicydu. Badacze ci stwierdzili, że ilość znakowanego fenarymolu (substancja czynna fungicydu Rubigán) była większa na dolnej stronie liści jabłoni, stronie posiadającej więcej włosków i cieńszą kutykulę niż strona górna liści. Ponadto absorpcja fenarymolu była większa na młodych liściach charakteryzujących się większą ilością włosków po stronie górnej i posiadających cieńszą kutykulę w porównaniu do liści starszych [21].

Zanikanie pozostałości fungicydów zwykle przedstawia się graficznie w postaci krzywych zanikania (rys. 1), które przedstawiają zależność stężenia pozostałości od czasu (a) lub też w postaci linii prostych (b*), obrazujących korelację pomiędzy log stężenia i czasu [12].



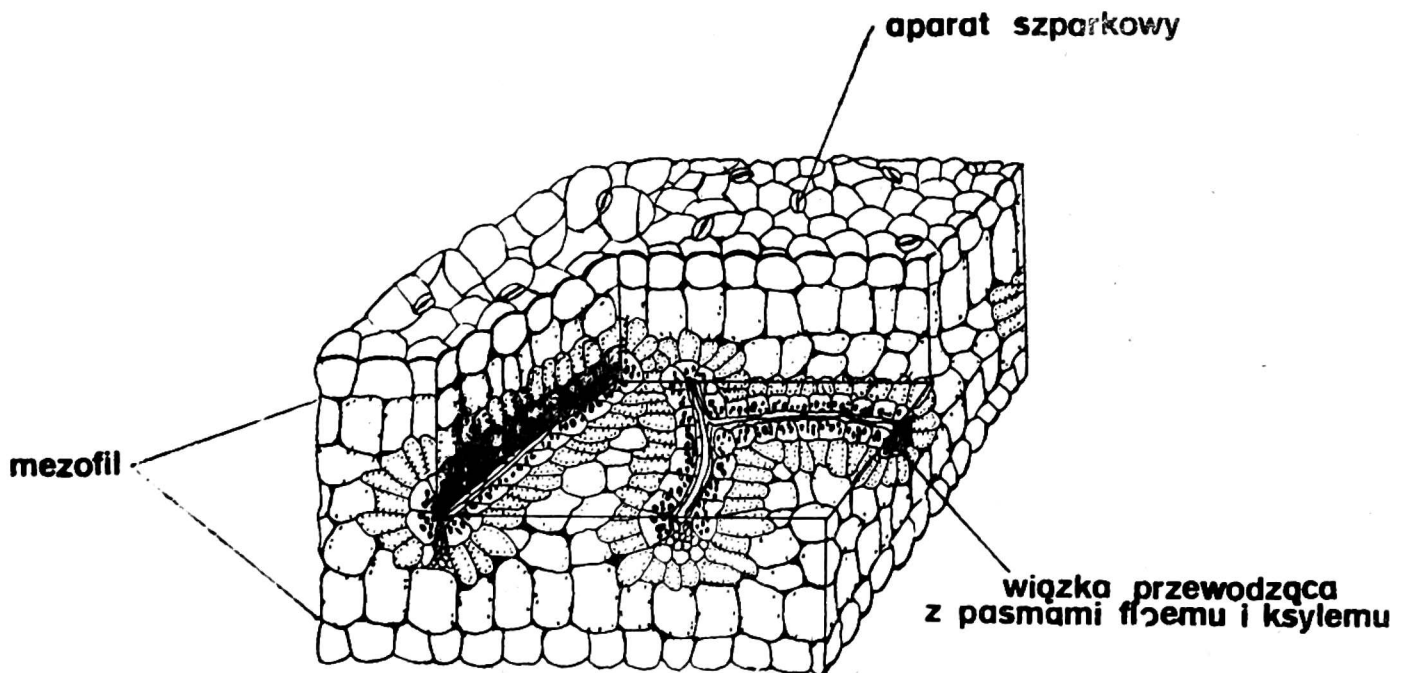
Rys. 1. Krzywe zanikania pozostałości fungicydów

Wykres logarytmiczny często może służyć do obliczenia okresu połowicznego zanikania pestycydów to znaczy czasu zaniku 50% początkowej ilości pozostałości. Nie jest to okres połowicznego rozpadu w sensie kinetycznym stosowany w odniesieniu do przemian promieniotwórczych. Przemiany promieniotwórcze są to zawsze reakcje kinetyczne pierwszego rzędu, w których szybkość ich reakcji jest proporcjonalna do stężenia jednego tylko rodzaju cząsteczek. Zanikanie pestycydów jest procesem złożonym, wiąże się nie tylko z ich przemianami metabolicznymi (rozpad, hydroliza, reakcja z innymi endogennymi substancjami), ale również z fizycznymi czynnikami takimi jak odparowywanie, zmywanie, rozcieńczenie biologiczne czy fotodekompozycja. Stąd też nie można procesu zanikania odnosić do reakcji kinetycznej pierwszego rzędu. Powstały inne koncepcje tłumaczące zanikanie osadu uwzględniające temperaturę, opady i inne czynniki zewnętrzne [25, 26].

Wnikanie do roślin

Pestycyd po aplikacji może znajdować się na powierzchni rośliny lub może być absorbowany przez kutykulę liścia i wnikać do komórek miękiszu lub tkanki przewodzącej. Translokacja pestycydów w roślinie determinowana jest przez chemiczny charakter cząsteczek pestycydu oraz przez naturę i ilość różnych barier w roślinie. Pewne właściwości pestycydu takie jak współczynnik podziału ($\log P$) czy stała dysocjacji regulują pobieranie i translokację związku chemicznego [1, 4, 13], podczas gdy forma użytkowa i substancje pomocnicze wpływają na procesy podziału [20, 29].

Istnieją dwie drogi przenikania pestycydu z powierzchni liścia (rys. 2) do tkanki przewodzącej tj. floemu i ksylemu, a mianowicie poprzez:



PRZEKRÓJ LIŚCIA

Rys. 2

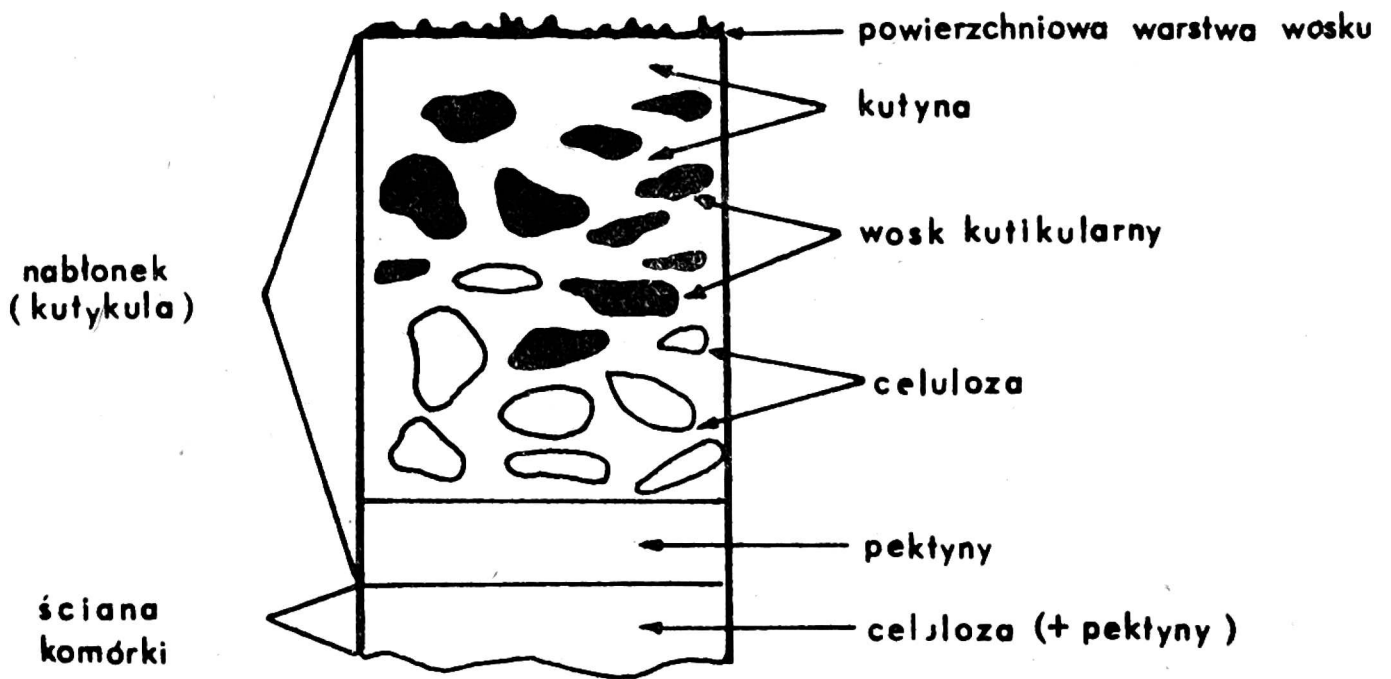
1. Kutykulę a potem

- a) ściany epidermy i mezofil (-miękisz liścia), szczególnie przez komórki parenchymatyczne otaczające nerwy wiązki przewodzącej)
- b) plasmodesmy (pasma plazmy) w zewnętrznej ścianie epidermy (=skórki) i przez połączone komórki wielojądrowe (symplast) do floemu,
- c) drogą a i b.

2. Aparaty szparkowe i potem przez

- a) wewnętrzną kutykulę aparatu szparkowego i następnie przez kanały ścian,
- b) wewnętrzną kutykulę aparatu szparkowego i potem do plasmodesm i symplastu (system ciągły protoplastu),
- c) przestwory międzykomórkowe rozciągające się wzdłuż powierzchni ścian do wiązek naczyniowych,
- d) drogą a i b.

Niezależnie od sposobu przenikania pierwszą barierą dla penetracji pestycydów zawsze jest kutykula, ściana komórkowa i błona plazmatyczna. Główną funkcją kutykuli jest zapobieganie nadmiernemu wyparowywaniu wody i szkodliwej utracie wody przez tkanki. Przepuszczalność kutykuli, a ściślej kutyny dla wody uzależniona jest od rozmieszczenia względem siebie odkładających się w niej płytek wosku (rys. 3),



Rys. 3. Schemat budowy kutykuli rośliny

natomiast rozmieszczenie to uzależnione jest z kolei od stopnia pęcznienia kutyny. Gdy kutyna jest w pełni napęczniała to płytki wosku są od siebie maksymalnie oddalone. Jeśli kutyna będzie traciła wodę, płytki wosku będą zbliżały się do siebie zmniejszając w ten sposób powierzchnię dostępną dla wnikania wody lub jej wyparowywania [27].

Stopień penetracji i dyfuzji w kutykule jest nie tylko zależny od właściwości pestycydu, ale również od właściwości kutyny, to znaczy od jej sił wewnątrzcząsteczkowych, ładunku grup polarnych wewnątrz makrocząsteczek kutyny. Kutyna jest to bowiem mieszanina związków organicznych o charakterze tłuszczowym zawierająca zarówno grupy hy-

drofilowe (-OH i -COOH) oraz grupy lipofilowe (-CH₂ i -CH₃), a więc jest substancją hemihydrofilową. Dzięki obecności grup hydrofilowych w kutykuli możliwa jest hydratacja i imbibicja. Dlatego penetracja wody i rozpuszczonych w niej substancji drogą dyfuzji jest ułatwiona. Zjawisko przechodzenia pestycydów w wodzie przez kutykulę było opisane przez Franke [18] i Tukeya [37]. Dyfuzję systemicznych fungicydów przez kutykulę jabłek stwierdzili Solel i Edgington [34]. Natomiast penetrację przez kutykulę liści kawy badali Edgington i współpracownicy [14]. Przenikanie to było różne w zależności od rodzaju związku i tak w przypadku metylotiofanatu, 87% podanego fungicydu przeniknęło przez kutykulę, natomiast dodyna przeniknęła jedynie w śladowych ilościach. Substancje lipofilowe penetrują poprzez kutykulę dzięki rozprzestrzenianiu się w tłuszczach. Zwykle wysoce lipoidalna natura kutykuli sprzyja penetracji niepolarnych substancji, to znaczy nie posiadających na swojej powierzchni ładunku. W penetracji tej istotną rolę odgrywa wielkość penetrującej cząsteczki; spośród cząsteczek charakteryzujących się tym samym współczynnikiem podziału pomiędzy frakcją tłuszczową i wodą, mniejsze cząsteczki będą penetrowały szybciej. Rozważając penetrację liściową należy wziąć pod uwagę fakt, że powierzchnia kutykuli ciągnie się dalej do komór oddechowych szparek oraz do przestrzeni międzykomórkowych mezofilu (mięksisz zieleniowy). Cały ten system przestrzeni międzykomórkowych w liściu, łodydze, korzeniu, kwiecie i owocu jest wzmocniony płytkami suberyny (tj. estry nienasyconych i nasyconych kwasów tłuszczowych o właściwościach hydrofobowych). Ta suberyzacja odgrywa ważną rolę w przepuszczalności i transporcie substancji rozpuszczonej utrudniając ich penetrację.

Umownie ruch związków chemicznych w roślinach może być rozważany w trzech etapach:

- a) wnikanie do wolnych przestrzeni wewnątrz tkanek;
- b) ruch w apoplaście. Ma on miejsce w martwych częściach komórki, na zewnątrz protoplazmy tj. w ścianach komórkowych tkanek roślinnych lub w świetle martwych naczyń i cewkach ksylemu. Jest to ruch pasywny i nie wymaga nakładu energii metabolicznej;
- c) ruch w symplacie (symplasm, symplast) — w żywych częściach komórek tj. w systemie protoplastów połączonych plasmodesmami oraz w floemie zarówno w komórkach sitowych jak i w komórkach towarzyszących. Jest to ruch aktywny wymagający nakładu energii metabolicznej.

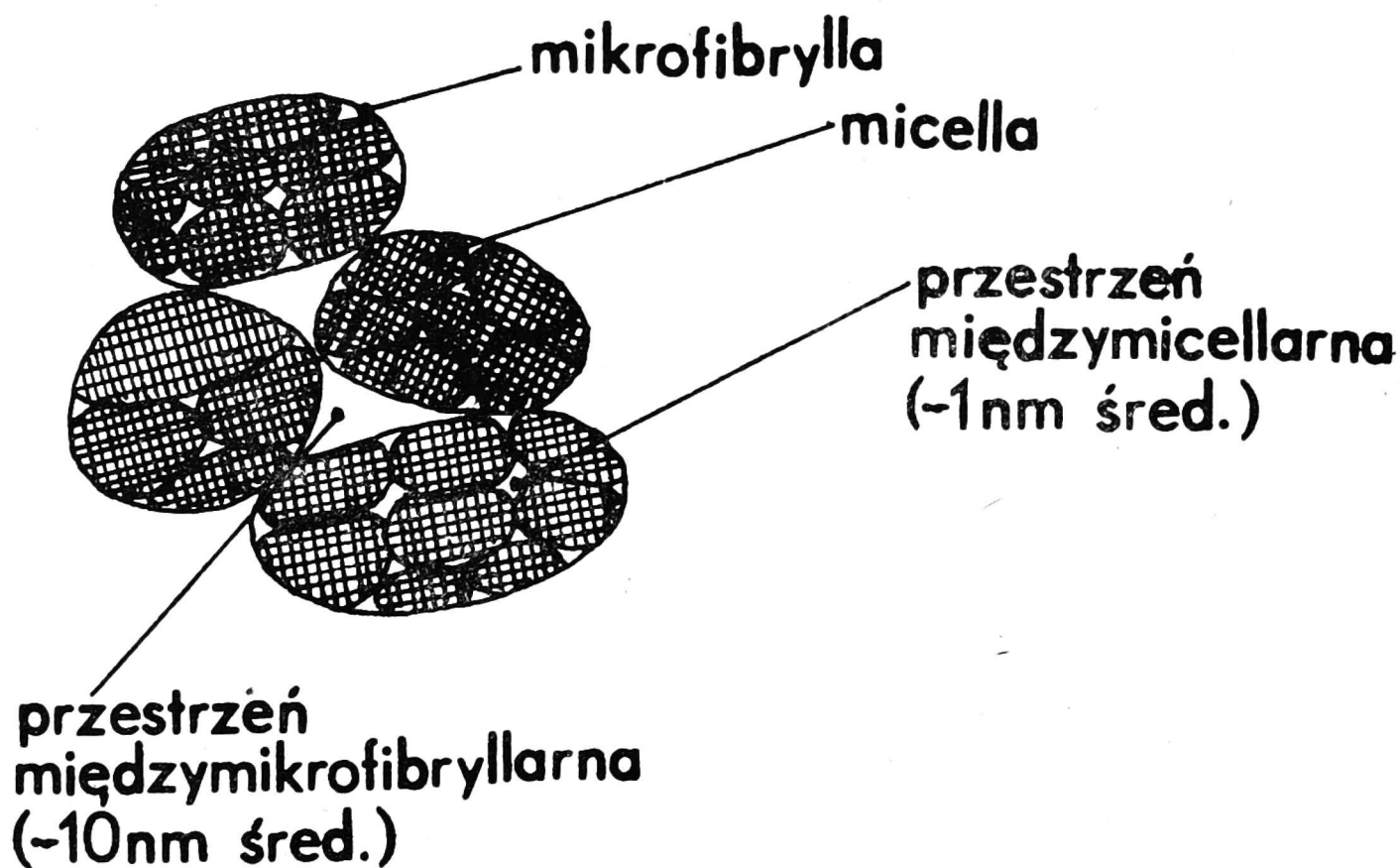
Wnikanie do wolnych przestrzeni

Woda i substancje w niej rozpuszczone wnikające przez powierzchniowe części rośliny (kutykulę) jak i też przez korzenie najpierw prze-

chodzi do wolnej przestrzeni. Termin ten został zaproponowany przez Briggsa [3] dla tych części komórki lub tkanki, w których jony wymieniają się stosunkowo szybko z jonami w otaczającym roztworze. Przestrzeń tą zwie się również przestrzenią swobodnej dyfuzji (diffusion free space — [22]), gdyż wnikanie do niej następuje właśnie przez dyfuzję. Przyjmuje się, że wolna przestrzeń składa się z dwóch komponentów. Jeden zwany jest water free space (WFS), definiowana jako tkanka wodna dostępna dla anionów z otaczającego roztworu. Głównie zlokalizowana jest w ścianie komórkowej w postaci wodnych kanałów [10] i w przestrzeniach międzykomórkowych. Drugim składnikiem wolnej przestrzeni jest system jono-wymienny zwany wolną przestrzenią Donnana (DFS). Zawiera ona wolne grupy karboksylowe (polimery kwasu galaktouronowego — podstawowe struktury pektyn) mogące tworzyć sole z kationami jedno- i dwuwartościowymi). W przeciwieństwie do kationów transport anionów jest utrudniony przez ujemnie naładowaną ścianę komórkową (DFS). Dyfuzja anionów w wodzie zależy od stopnia wysycenia kationami ujemnie naładowanej ściany komórkowej. Generalnie uważa się błonę komórkową za łatwo przepuszczalną dla wody i jonów, stąd też traktowana jest jako wolna przestrzeń dla transportu do plazmolemy [24]. Przepuszczalność ta jest związana nie tylko z właściwościami jono-wymiennymi ściany, ale również z istnieniem w niej przestrzeni międzymikrofibrilarnych i międzymicellarnych w makrocząsteczkach celulozy, głównego składnika ścian komórkowych. Makrocząsteczki celulozy tworzą krystaliczne skupiska zwane micellami, a te z kolei tworzą mikrofibrylle (rys. 4).

Celuloza nie posiada właściwości wiązania jonów i stąd nie ma wpływu bezpośredniego na transport jonów, transport ten odbywać się może w przestrzeniach międzymicellarnych i międzymikrofibrilarnych, szczególnie w tych ostatnich. Średnice tych przestrzeni są dużo większe niż cząsteczek wody i małych cząsteczek substancji rozpuszczonych.

Pobieranie wody i substancji w niej rozpuszczonych prawdopodobnie zachodzi w trzech etapach. Pierwsze stadium obejmowałoby dyfuzję obcych substancji do wody w wolnej przestrzeni, szczególnie do uwodnionej ściany komórkowej. Stopień wnikania jest wprost proporcjonalny do stałej przepuszczalności powierzchni dostępnej dla dyfuzji, ilość substancji wnikającej do liścia będzie wzrastała w czasie do momentu wyrównania się stężeń — zewnętrznego i wewnętrznego. Dyfuzja z wody na powierzchni liści do wody w wolnej przestrzeni będzie ograniczona do czasu kiedy na liściach jest ciecz użytkowa i może być zwiększona poprzez dodanie substancji powierzchniowo-czynnych. Drugie stadium pobierania wiąże się z fizycznym usunięciem fungicydu z fazy wodnej, składnika wolnej przestrzeni, prawdopodobnie przez nieruchome jony lub



Rys. 4. Struktura błony komórkowej

fazy tłuszczowe ściany komórkowej lub protoplazmy. Trzecie stadium pobierania to najczęściej nieodwracalne usunięcie substancji z fazy 1 i 2 do wakuoli komórkowej podlegające metabolicznej kontroli. Substancje pobrane w tym stadium są niedostępne dla translokacji [9].

Ruch w apoplacie

Ściany komórkowe roślin tworzą system dróg, który kontaktuje się z otoczeniem zewnętrznym poprzez swobodną dyfuzję. W ksylemie należącym do tego systemu odbywa się przepływ substancji w strumieniu transpiracyjnym od korzeni do liści. Jest to ruch pasywny i zależny od różnicy potencjału wody w otoczeniu korzenia i liści. Aktualnie wiadomo, że ruch w apoplacie rozpoczyna się w ścianach komórkowych włóśników i dalej zachodzi w przestrzeniach międzykomórkowych w korze pierwotnej korzeni. W ścianach komórkowych endodermy ruch jest blokowany poprzez pasma Caspary'ego (nieprzepuszczalna dla wody suberyna). W tym punkcie roztwory poruszające się w ścianach komórkowych muszą przejść przez protoplast, który ściśle przylega do pasm Caspary'ego. Po przejściu przez protoplast roztwór wraca do ściany komórkowej walca naczyniowego i przechodzi do naczyń ksylemu przez ich fragmenty ścian niewysyczone ligniną. W naczyniach ksylemu ruch substancji obo-

jętnych i kwaśnych jest ograniczony w niewielkim stopniu, w przeciwieństwie do zasadowych, które są adsorbowane do ujemnie naładowanych ścian ksylemu. Edington i wsp. [14] stwierdzili, że pobieranie przez korzenie jest większe dla związków lipofilowych, natomiast przepływ w strumieniu transpiracyjnym jest większy dla związków hydrofilowych. Z badań nad translokacją kationów organicznych, nitrowych i aminowych związków organicznych, wyciągnięto wniosek, że ściany naczyń ksylemu zawierają nie dyfundujące jednowartościowe grupy anionowe [17]. Te grupy mogą adsorbować zasadowe związki organiczne oraz kationy, które są transportowane w soku ksylemu. Ten proces wymiany przypomina adsorbcję poruszających się cząsteczek w kolumnie jonowymiennej. Weed i Weber [39] analizując typy wiązań pomiędzy niezjonizowanymi pestycydami, a materią organiczną stwierdzili, że najważniejsza interakcja między nimi ma charakter lipofilny. Niedawno, bo w 1983 roku Barak i wsp. [1] wykazali, że lignina, składnik ksylemu jest głównym komponentem adsorbującym pestycydy w apoplaście roślin. Spośród 5 badanych fungicydów (karbendazym, triadimefon, nuarymol, triarymol, fenarymol) najlepiej adsorbowane były fungicydy lipofilowe takie jak triarymol i fenarymol. Stałe adsorbcji tych związków na innych komponentach apoplastu (celuloza i kwas galaktouronowy) były bardzo niskie. Dodanie grup lipofilowych do celulozy przez etylację 5—13-krotnie podwyższało stałe adsorbcji. Zawartość ligniny w traktowanych roślinach jest stąd niezmiernie ważna z punktu widzenia skuteczności zwalczania chorób liściowych, gdy fungicydy systemiczne stosowane są do korzeni. Pestycydy transportowane w apoplaście nie mają zdolności do wtórnej dystrybucji wewnątrz rośliny, jednak mogą być zmyte z liści, pobrane przez korzenie i powtórnie wędrować w apoplaście. Stąd też fungicydy wykazujące zdolność do poruszania się w apoplaście powinny być stosowane dogłębowo. Typowy ruch w apoplaście stwierdzono u zbóż i innych traw, fasoli, bawełny, herbaty dla pochodnych oksatinowych, karboksyny i oksykarboksyny [32]. Również pochodne benzimidazoli (benomyl, metylotiofanat, karbendazym) głównie transportowane były w apoplaście fasoli [7], pomidora i ogórka [36], trzciny cukrowej [33], bawełny [16], siewek jabłoni i czereśni [19]. Jednak istnieją dowody na to, że benomyl i karbendazym poruszają się również w symplaście [15].

Ruch w symplaście

Związki chemiczne, które dotarły do liści przez apoplast nie mogą z reguły ponownie wędrować w tym systemie. Ich ruch z liści do głównych części rośliny odbywa się w symplaście, czyli w żywych częściach komórek, to znaczy w protoplastach połączonych plasmodesmami oraz

na dłuższych odcinkach we floemie, a ściślej w komórkach sitowych i towarzyszących. Pierwszym warunkiem wniknięcia związków chemicznych do symplastu jest przejście przez plazmalemmę, oddzielającą symplast od apoplastu oraz wniknięcie do protoplazmy. Transport ten wymaga nakładu energii metabolicznej do przeniesienia związków z wolnych przestrzeni do żywych części komórki i rozprowadzenia substancji drogą symplastyczną. Ruch z apoplastu do symplastu w wielu przypadkach odbywa się za pomocą specjalnych komórek transferowych, które łączą się za pomocą plasmodesm z komórkami sitowymi, ale również mogą łączyć się z innymi komórkami [28]. Jednak do tej pory nie stwierdzono ich u wszystkich roślin i we wszystkich tkankach.

Główną funkcją floemu jest przewodzenie materiałów pokarmowych z miejsc ich powstania z liści do pozostałych organów roślinnych. Wraz z asymilatami z liści do innych organów wędrują związki chemiczne, obce dla roślin, a mianowicie pestycydy. Wykazano, że wiele związków transportowanych jest w symplacie; Crafts i Crisp [8] podali listę 122 związków chemicznych, głównie herbicydów i insektycydów poruszających się w symplacie. Spośród fungicydów stosunkowo niewiele przemieszcza się we floemie. Do tej nielicznej grupy należą związki pirymidynowe — etyrymol i dimetyrymol [6].

Analizując wędrowkę pestycydów w apoplaście i symplacie można stwierdzić, że związki poruszające się w apoplaście powinny być stosowane dogłębowo, natomiast poruszające się w symplacie powinny być stosowane dolistnie w celu zwalczania chorób naczyniowych i korzeni. Stosowanie fungicydów dogłębowo daje dobre efekty w ochronie części nadziemnych jedynie w odniesieniu do roślin zielnych oraz małych krzewów, natomiast w przypadku drzew i dużych krzewów nie ma większego znaczenia. W przypadku tych ostatnich pobieranie przez liście ma największe znaczenie.

Corocznie wprowadza się do obrotu handlowego kilka a nawet kilkanaście pestycydów, wśród nich kilka fungicydów i o tych nowych środkach niezbędna jest informacja dotycząca ich trwałości i dystrybucji na powierzchni rośliny, a także szybkości i ilości ich wnikania do rośliny. Dokładne poznanie zachowania się pestycydów pozwala na bardziej skuteczne i ekonomiczne stosowanie fungicydów w walce z chorobami grzybowymi roślin.

LITERATURA

1. Barak E., Dinoor A., Jacoby B.: *Pesticide Science* 14, 213, 1983.
2. Bera B.: *Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych*, 1979.
3. Briggs G.E.: *New Phytologist* 56, 305—324, 1957.

4. Briggs G.E., Bromilow R.H., Evans A.A.: *Pesticide Science* 13, 495—504, 1982.
5. Cavell B.D.: *Pestic. Sci.* 1979, 10, 177—180, 1979.
6. Cavell B.D., Hemingway R.J., Teal G.: *Proc. 6th Br. Insectic. Fungic. Conf.* 2, 431, 1971.
7. Clemons G.P., Sisler H.D.: *Phytopathology* 59, 705, 1969.
8. Crafts A.S., Crisp C.E.: *Phloem transport in plants*. San Francisco: Freeman and Co, 1971.
9. Crowdy S.H.: Chapter 5 in *Systemic Fungicides* ed R.W. Marsch. London: Longman, 1977.
10. Dainty J., Hope A.B.: *Australian J. Biol. Sci.* 12 136—145, 1959.
11. Dainty J., Hope A.B.: *Australian J. Biol. Sci.* 12. 395—411, 1959.
12. Ebeling W.: *Residue Reviews* 3, 35—163, 1963.
13. Edgington L.V.: *Annual Review of Phytopathology* 19, 107—124, 1981.
14. Edgington L.V., Buchenauer H., Grossmann F.: *Pestic. Sci.* 4, 747, 1973.
15. Edgington L.V., Peterson C.A.: *Antifungal Compounds Vol. 2* (Siegler M.R., Sisler H.D. Eds) Marcel Dekker Inc. New York, s. 51—59, 1977.
16. Erwin D.C., Hee H., Sims J.J.: *Phytopathology* 58, 860, 1968.
17. Ferguson I.B., Bollard E.G.: *Ann. Bot.* 40, 1057—1065, 1976.
18. Franke W.: *A. Rev. Pl. Physiol.* 18, 281, 1967.
19. Gilpatrick J.D.: *Pl. Dis. Repr.* 53, 721, 1969.
20. Hartley G.S., Graham-Bryce I.J.: Penetration of pesticides into higher plants. In: *Physical Principles of Pesticide Behaviour*, Vol. 2, London: Academic Press, Chapter 11, 1980.
21. Jones i wsp. (1986) — dane nieopublikowane.
22. Johnson M.P., Bonner J.: *Physiologie Pl.* 9, 102, 1956.
23. Kępczyńska E.: *Fruit. Sci. Rep. Vol.* 13, 2, s. 63—69, 1986.
24. Lauchli A.: Apoplasmic transport in tissues. *Encyclopedia of Plant Physiology*. New Series Volume 2 Part BB 3—29, 1976.
25. Nigg H.N. i in.: *Journal of Agricultural Food Chemistry* 29, 750—756, 1981.
26. Nigg H.N. i in.: *Archives of Environmental Contamination Toxicology* 6, 257—267. 1977.
27. Overbeek J.: *A. Rev. Pl. Physiol.* 7. 355, 1956.
28. Pate J.S., Gunning B.E.S.: *Ann. Rev. Plant Physiol.* 23, 173, 1972.
29. Price C.E.: Penetration and translocation of herbicides and fungicides in plants. In: *Herbicides and Fungicides Factors Affecting Their Activity* N.R. McFarlane (Ed), London: The Chemical Society, pp. 42, 1977.
30. Ripley B.D., Edgington L.V. (1983) — dane nieopublikowane.
31. Ritcey G. i in.: *Pesticide Science* 12, 614—618, 1981.
32. Schmeling B. von, Kulka M.: Systemic fungicidal activity 1,4-oxathiin derivatives. *Science N.Y.* 152. 659. 1966.
33. Solel Z.: *J. Am. Soc. Sug. beet Technol.* 16, 93, 1970.
34. Solel Z., Edgington L.V.: *Phytopathology* 65. 505, 1973.
35. Solel Z., Schooley J.M., Edgington L.V.: *Pestic. Sci.* 4. 713, 1973.
36. Thanassouloupoulos C.C., Giannopolitis C.U., Kitsos G.T.: Control of *Fusarium* wilt of tomato and watermelon with benomyl *Pl. Dis. Repr.* 54. 561, 1970.
37. Tukey H.B.J.: *A. Rev. Pl. Physiol.* 21, 305, 1970.

38. Uk S., Courshee R.J.: Pestic. Sci. 13, 529—536, 1982.
39. Weed S.B., Weber J.B.: Pesticides in soil and water (Guenzi W.D., Ed) Soil Science Society America Madison, 39—66, 1974.

Materiały nadesłano do redakcji w maju 1987.