

MICHAŁ HUREJ

*Akademia Rolnicza we Wrocławiu*

RENATA ŚNIEŻKO

*Uniwersytet M. Curie-Skłodowskiej w Lublinie*

## WPŁYW WYBRANYCH PESTYCYDÓW NA FOTOSYNTEZĘ I PLON ROŚLIN CHRONIONYCH

Głównym celem praktyki rolniczej jest uzyskanie jak najwyższego i najlepszego jakościowo plonu. Wysokość i jakość plonu zależy między innymi od wydajności procesu fotosyntezy roślin uprawnych. Spośród wielu czynników zewnętrznych wpływających na wydajność fotosyntezy stosunkowo mało poznany jest wpływ pestycydów. Środki ochrony roślin przy prawidłowym stosowaniu, oprócz szkodliwego wpływu na organizmy zwalczane mogą również wykazywać uboczny, ujemny wpływ na rośliny chronione. W warunkach polowych w przypadku braku objawów fitotoksyczności (poparzeń) wpływ ten po zastosowaniu pestycydu może być nie uchwytany lub słabo widoczny. Dla lepszego poznania ujemnego oddziaływania pestycydów na rośliny chronione koniecznym stało się prowadzenie ścisłych badań podstawowych procesów życiowych roślin takich jak fotosynteza i oddychanie.

Różne grupy pestycydów mogą oddziaływać na wzrost i rozwój rośliny uprawnej. W niniejszym artykule przedstawiony zostanie wpływ insektycydów, akarycydów oraz fungicydów na fotosyntezę i plon. Uwzględnione zostaną również wzajemne oddziaływania pestycydów oraz metody ich stosowania.

### *Związki nieorganiczne*

Związki nieorganiczne stosowano powszechnie w ochronie roślin do II wojny światowej. Po wojnie znaczenie ich zmalało, gdyż zostały zastąpione syntetycznymi pestycydami organicznymi. Wiele ze stosowanych dawniej nieorganicznych pestycydów ograniczało wzrost i rozwój roślin chronionych. Badania różnych autorów [1, 5, 18] wykazały, że ciecz siarkowo-wapienna (kalifornijska) i inne formy siarki ograniczały w wyraźny sposób fotosyntezę liści jabłoni. Łączne stosowanie cieczy kalifornijskiej i arsenianu ołowiu zmieniało wewnętrzną strukturę liści jabłoni, głównie komórek miękiszu palisadowego, co częściowo wyjaśnia ujemny

wpływ tych związków na fotosyntezę [31]. Forma użytkowa siarki oraz warunki atmosferyczne panujące w czasie i po wykonaniu zabiegu mogą również oddziaływać modyfikująco na intensywność fotosyntezy. Siarka stosowana w formie zawiesiny w mniejszym stopniu wpływała ograniczająco na fotosyntezę liści jabłoni w porównaniu do siarki w formie roztworu. Natomiast ciecz siarkowo-wapienna powodowała większą redukcję fotosyntezy niż siarka koloidalna czy siarka w postaci preparatu do opylania [1, 11]. Większy ujemny wpływ siarki na fotosyntezę obserwowano w przypadku wyższej temperatury, niższej wilgotności powietrza oraz wyższego natężenia światła [18]. Działanie cieczy siarkowo-wapiennej na rośliny chronione wiąże się z jej przemianami na powierzchni liści. Po wyschnięciu cieczy następuje rozpad wielosiarczków i wytrącanie się siarki. Aktywizacja osadu siarki polega na utlenianiu do  $\text{SO}_2$ , a w warunkach wysokiej wilgotności także na redukcji do  $\text{H}_2\text{S}$ . Turrell [43] sugeruje, że właśnie ciepło uwalinające się w procesie utleniania odgrywa podstawową rolę w uszkodzeniu blaszki liściowej i ograniczeniu fotosyntezy.

Wiele badań przeprowadzonych nad powszechnie dawniej stosowaną cieczą miedziowo-wapienną (bordoską) wykazało jej hamujący wpływ na intensywność fotosyntezy i transpirację opryskiwanych drzew jabłoni i wiśni [12, 28, 30]. Soutwick i Childers [36, 37] podają, że wpływ cieczy bordoskiej miał głównie charakter fizjologiczny, a nie polegał na mechanicznym zacieleniu powierzchni liści, jak sugerowali wcześniejsi badacze.

### *Pestycydy organiczne syntetyczne*

Oleje mineralne, produkty destylacji ropy naftowej, zaczęto używać w formie preparatów do ochrony roślin na początku XX wieku. Największe znaczenie praktyczne znalazły tzw. oleje letnie, zwane również białymi, wolne od węglowodorów nienasyconych i substancji wysokolotnych. Oleje letnie stosowane są głównie do zwalczania czerwców i przędziorków. Preparaty olejowe obniżały proces fotosyntezy drzew jabłoni [2], grusz [39] i drzew cytrusowych [44], a w przypadku roślin zielonych, pasternaku i gorzycy [20] oraz pomidorów [16]. Obniżka plonu w wyniku opryskiwań preparatami olejowymi stwierdzona została dla jabłoni [38] i cytryn [14]. Oddziaływanie stosowanych preparatów na intensywność fotosyntezy uzależnione jest od chemicznych i fizycznych właściwości używanych olejów oraz liczby zabiegów. Wyższa lekkość, wzrost zawartości niskowrzących frakcji olejów oraz związków aromatycznych powodują większy spadek procesu fotosyntezy [3, 34]. W podobny sposób na omawiany proces wpływa zwiększanie dawek prepa-

ratów [2]. McMillan i Reidhart [27] stosowali różne oleje na górną i dolną powierzchnię liści drzew cytrusowych i stwierdzili przenikanie tych substancji jedynie z dolnej powierzchni. Ponieważ aparaty szparkowe występowały po dolnej stronie liści traktowanych roślin, postulowali oni, że oleje nie przenikają przez kutikulę lecz właśnie przez aparaty szparkowe. Wyniki badań wspomnianych autorów potwierdzają hipotezę, że oleje stanowią mechaniczną barierę ograniczającą wymianę gazową hamując w ten sposób proces fotosyntezy. Baker [3] wyjaśnia, że oprócz mechanicznego ograniczania wymiany gazowej oleje dodatkowo mogą powodować rozrywanie membran chloroplastów. Również gromadzące się na powierzchni liści produkty końcowe rozpadu preparatów olejowych mogą niekorzystnie oddziaływać na fotosyntezę.

### Insektycydy

Odkrycie właściwości owadobójczych DDT w czasie drugiej wojny światowej zapoczątkowało szybki rozwój produkcji i stosowania insektycydów ograniczonych syntetycznych. Insektycydy te stanowią obecnie najliczniejszą grupę środków owadobójczych ponieważ można je łatwo produkować w dowolnych ilościach. Tuż po wprowadzeniu DDT do praktyki rolniczej Moon i Harley [29] badali przyrost owoców starszych drzew jabłoni i nie stwierdzili różnic między roślinami traktowanymi DDT i kontrolnymi. Cytowani badacze doszli do wniosku, że stosowany insektycyd nie osłabiał efektywności podstawowych procesów życiowych liści. W doświadczeniach przeprowadzonych w późniejszym okresie wykazano silny nawet do 50%, hamujący wpływ DDT na fotosyntezę ogórka [17] oraz 4 gatunków glonów [45]. DDT ograniczał również o 75% reakcję Hilla \* chloroplastów wyizolowanych z różnych odmian jęczmienia 4 dni po wykonaniu zabiegu [25]. Z innych substancji aktywnych chlorowanych węglowodorów jako słabe inhibitory fotosyntezy i wzrostu wymieniane są dieldryna dla glonu *Chlorella pyrenoidosa* Chick [13] oraz metoksychlor dla roślin sałaty [42].

Obecnie w praktyce rolniczej jedną z najszerszej stosowanych grup insektycydów syntetycznych są insektycydy fosforoorganiczne. Ich szerokie zastosowanie wiąże się z działaniem głębokim i systemicznym wskutek czego większość z nich skutecznie zwalcza mszyce, czerwce

---

\* Reakcja Hilla — proces przebiegający na świetle i bez dostępu CO<sub>2</sub>, polegający na wytwarzaniu tlenu w wyniku rozkładu cząsteczek wody przez wyizolowane z komórek chloroplasty. Proces ten może przebiegać, jeżeli w środowisku znajduje się akceptor zdolny do przejmowania wodoru. Według nowszych badań mechanizm wytwarzania O<sub>2</sub> w reakcji Hilla i normalnej fotosyntezie jest podobny.



i przedziorki, trudne do zwalczania preparatami o działaniu kontaktowym. Przeprowadzono wiele badań nad wpływem insektycydów fosforoorganicznych na podstawowe procesy życiowe roślin chronionych. Heinicke i Foott [19] badali wpływ preparatów Diazinon, Guthion i Ethion na fotosyntezę liści jabłoni odmiany „Red Delicious”. Diazinon i Ethion wykazywały największy redukcyjny wpływ na omawiany proces wyrażony wskaźnikiem asymilacji netto (NAR). Największy efekt notowany był tuż po wykonaniu zabiegu, zmniejszał się on wraz z upływem czasu, chociaż istotne różnice występowały, w przypadku Diazinonu, jeszcze po 14 dniach. Bez względu na zastosowaną formę preparatu (EC — koncentrat do emulgowania; WP — proszek do sporządzania zawiesin wodnych) nie obserwowano różnic w natężeniu procesu fotosyntezy. Wszystkie z wymienionych insektycydów mogą być stosowane zamiennie w sadach do zwalczania szkodników o aparacie gębowym kłująco-ssącym dlatego cytowani autorzy sugerują wybór do zabiegów jedynie tych preparatów, które charakteryzują się najmniejszym ujemnym wpływem na rośliny chronione.

Metyloparation stosowany do zwalczania szkodników sałaty hamował proces fotosyntezy do 24 godz. po wykonaniu zabiegu [21, 42]. Spadek intensywności fotosyntezy był tym wyższy im wyższą stosowano dawkę preparatu. Autorzy nie wyjaśniają w jaki sposób insektycyd hamuje omawiany proces, przypuszczają jednak, że podobnie jak w przypadku szpinaku [40] blokuje on transport elektronów z systemu PS II do systemu PS I i hamuje fizjologiczną aktywność chloroplastów. Metyloparation ograniczał również przewodnictwo szparkowe i mezofilowe traktowanych roślin sałaty. Ograniczenie przewodnictwa szparkowego wywołane było obniżeniem stopnia otwarcia aparatów szparkowych co w konsekwencji osłabiało dyfuzję  $\text{CO}_2$  do wnętrza liści. Obniżenie przewodnictwa mezofilu, wskazujące na wewnętrzne uszkodzenia powodowane przez insektycyd, wyrażone było spadkiem stopnia dyfuzji i wiązania  $\text{CO}_2$  wewnątrz liści. Metyloparation bardzo niekorzystnie wpływał na jakość i wielkość plonu. Trzykrotne zabiegi ograniczały zawiązywanie się główek sałaty, zwiększały liczbę roślin wybijających w pędy nasienne (pośpiechy), obniżały plon handlowy o 16%. Obniżka plonu mogła być dodatkowo wynikiem przemian jakim podlegał insektycyd po jego zastosowaniu. W wyniku hydrolizy metyloparationu powstaje 4-nitrofenol, który może działać jako herbicyd, wykazuje on bowiem powinowactwo chemiczne z herbicydem DNOC (2-metylo-4,6-dwu-nitrofenol).

W doświadczeniach laboratoryjnych [10] prowadzonych nad fitotoksycznym działaniem Anthio na gorczycę białą wykazano, że insektycyd stosowany w dawce 2,5 raza większej od zalecanej zmieniał kształt komórek miększu palisadowego co pośrednio ograniczało wydajność foto-



syntezy. Dodoatkowo stwierdzono słabsze wykształcenie się wiązek przewodzących, których naczynia miały mniejszy przekrój w porównaniu do naczyń roślin kontrolnych. Traktowane rośliny słabiej rosły w ciągu całego okresu trwania doświadczenia, a ujemny efekt był większy w przypadku zanurzenia roślin w roztworze niż w przypadku opryskiwania.

Insektycydy fosforoorganiczne o działaniu systemicznym można również stosować doglebowo w formie zapraw nasiennych lub graunlatów wysiewanych wraz z nasionami. Forat używany doglebowo do zwalczania szkodliwych owadów i roztoczy w uprawach bawełny opóźniał kiełkowanie nasion i obniżał obsadę roślin na jednostce powierzchni w wyniku fitotoksycznego oddziaływania na liścienie i pierwszą parę liści [26]. W zależności od miejsca i roku prowadzonych badań uzyskano dodatni lub ujemny wpływ insektycydu na wielkość plonu.

Z pozostałych grup środków chemicznych przeznaczonych do zwalczania szkodliwych owadów karbaryl (karbaminiany) okazał się jednym z najslabszych inhibitorów fotosyntezy i wzrostu klonu *Chlorella pyrenoidosa* spośród wielu badanych insektycydów [13]. Natomiast permetryna (syntetyczne piretroidy) stosowana w ochronie sałaty ograniczała o 18% intensywność fotosyntezy i o 27% przewodnictwo szparkowe 8 dni po wykonaniu zabiegu [42]. Ujemny wpływ permetryny okazał się wyższy od metyloparationu, który uważany jest za jeden z insektycydów najbardziej niekorzystnie oddziałujących na rośliny chronione.

### Akarycydy

Jak wcześniej wyjaśniano, do zwalczania szkodliwych roztoczy można używać niespecyficznych preparatów jakimi są oleje letnie. Negatywny wpływ olejów na procesy fizjologiczne roślin chronionych ograniczał ich stosowanie, stał się jednocześnie bodźcem do syntezy i coraz szerszego stosowania typowych, syntetycznych akarycydów. Lapre i in. [24] badali wpływ różnych akarycydów na przemiany metaboliczne, wzrost i plon truskawek odmiany „Tufts”. Najwyższy plon owoców uzyskano w przypadku truskawek opryskiwanych tlenkiem fenbutacyny. Traktowane rośliny wytwarzały dużą liczbę liści, wykazywały wysoką intensywność fotosyntezy i nie stwierdzono na nich objawów fitotoksyczności. Truskawki opryskiwane chlorowodorkiem formetanatu i propargitem miały generalnie mniejszą, w porównaniu do roślin kontrolnych, liczbę liści, niższą intensywność fotosyntezy i w efekcie wytwarzały najmniejsze owoce i dawały najniższy plon. Ograniczenie fotosyntezy związane było z ujemnym wpływem wymienionych substancji aktywnych na przewodnictwo szparkowe i mezofilowe liści. Ograniczanie

otwarcia aparatów szparkowych miało charakter krótkotrwały. Natomiast znacznie dłuższe, ujemne oddziaływanie obserwowano w przypadku przewodnictwa mezofilowego. Propargit dodatkowo powodował zwijanie się liści oraz brązowienie dolnej powierzchni blaszek liściowych, zwłaszcza roślin opryskiwanych z dużą częstotliwością tj. dwa razy w tygodniu (6 zabiegów). Liście truskawek traktowanych chlorowodorkiem formianu stawały się żółte prawdopodobnie z uwagi na rozkład chlorofilu lub zaburzenia w wytwarzaniu nowego. Odmienne wyniki w odniesieniu do propargitu uzyskali Jones i in. [22] badający wpływ wybranych akarycydów na fotosyntezę liści cytryn i pomarańczy. Omawiany akarycyd, mimo że działał fitotoksycznie na młode liście cytryn, powodował wzrost o 26% zarówno przewodnictwa mezofilowego jak i fotosyntezy w porównaniu do liści opryskiwanych czystą wodą. Inna z badanych substancji aktywnych przeznaczona do zwalczania szkodliwych pajęczaków tj. dikofol zmniejszał w przypadku liści cytryn i zwiększał w przypadku liści pomarańczy proces fotosyntezy. Z przedstawionych faktów wynika, że pestycydy mogą w różny sposób wpływać nawet na blisko spokrewnione ze sobą rośliny chronione. Uogólnianie zatem informacji o wpływie środków ochrony roślin w obrębie różnych gatunków może prowadzić do błędnych wniosków.

### *Fungicydy organiczne*

Chemiczne środki grzybobójcze w mniejszym stopniu oddziałują ujemnie na podstawowe procesy życiowe chronionych roślin w porównaniu do insektycydów czy akarycydów. Bosian i in. [4] wykazali, że kaptan zmniejszał intensywność fotosyntezy liści winogron podczas gdy Dithane zwiększał. Ross i in. [32] nie stwierdzili różnic w przyroście pnia, wielkości owoców i plonie drzew jabłoni opryskiwanych kaptanem i dodaną w porównaniu do roślin kontrolnych. Tiuram zwiększał zawartość chlorofilu w liściach jabłoni, podczas gdy dichlofluanid, dinocap i mankozeb zmniejszały [6]. Antybiotyk cykloheksymidyna jest używany w Japonii jako fungicyd do zwalczania mączniaka rzekomego cebuli. Stosowanie podanego środka ochrony roślin w stężeniu 25 ppm ograniczało syntezę zarówno chlorofilu-a jak i kwasu dezoksyrybonukleinowego (DNA) [35]. W traktowanych liściach cebuli obserwowano natomiast prawie dwukrotny wzrost ilości kwasu rybonukleinowego (RNA). Cykloheksymidyna może dodatkowo uszkadzać szczypiar i obniżać plon. Zineb stosowany w tych samych doświadczeniach nie powodował zmian fizjologicznych w liściach, ani nie wykazywał działania fitotoksycznego. Większość z wprowadzonych w ostatnich latach do praktyki rolniczej

fungicydów ma działanie systemiczne tzn. mogą one wnikać do wnętrza roślin i przemieszczać się w ich tkankach. Jednym z nich jest benomyl, który stosowany do opryskiwania liści jabłoni istotnie obniżał fotosyntezę i hamował o 50% reakcję Hilla w chloroplastach. Benomyl nie wpływał ograniczająco na proces oddychania [23]. Ten sam fungicyd w badaniach Ayersa i Bardenę [2] nie oddziaływał ujemnie na proces fotosyntezy liści jabłoni. Benomyl i tiabendazol stosowane doglebowo znacznie osłabiały wzrost sadzonek jaworu, klonu i wiązu. Siewki fasoli, pieprzu i pomidorów były mniej wrażliwe, a groch i kukurydza nie reagowały na działanie fungicydów [33]. Vitavax stosowany do opryskiwania roślin jęczmienia w stadium 3—4 liści powodował natychmiastowe obniżenie fotosyntezy i oddychania. Powrót do normalnych funkcji życiowych następował po upływie 5 dni, jakkolwiek sucha masa roślin traktowanych była niższa w porównaniu do roślin kontrolnych jeszcze po 20 dniach po wykonaniu zabiegu. Natomiast zawartość chlorofilu w opryskiwanych liściach była nieznacznie wyższa podczas pierwszych 7 dni i wyraźnie wyższa po 20 dniach [7].

W piśmiennictwie można również znaleźć informacje o korzystnym oddziaływaniu fungicydów na rozwój traktowanych roślin. Typowym przykładem takiego fungicydu jest kaptan stosowany w ochronie sadów głównie do zwalczania parcha jabłoni. W liściach jabłoni opryskiwanych kaptanem wzrasta zawartość chlorofilu, liście są większe i bardziej zielone, w konsekwencji wzrasta intensywność fotosyntezy. Fungicyd ten stymuluje również wierzchołkowy wzrost pędów jabłoni i korzystnie wpływa na wybarwianie jabłek. Korzystne zmiany barwy spowodowane są tworzeniem się większych ilości związków antocyjanowych w skórce owoców. Podobnie oddziałują na jabłonie niektóre systemiczne fungicydy benzimidazowe, zwłaszcza metylotiofanat, który ponadto stymuluje wzrost pędów i liści malin i truskawek.

### *Zmiany działania pestycydów stosowanych w mieszankach*

Chemiczne środki ochrony roślin mogą nie tylko wpływać bezpośrednio na procesy fizjologiczne roślin chronionych ale mogą również zmieniać właściwości i działanie innych pestycydów jeżeli są one stosowane jako mieszanki. Chang i in. [8] badali wzajemne oddziaływanie na siebie 8 insektycydów i herbicydów. W połowie z 72 mieszanek insektycydy hamowały metabolizm herbicydów w tkankach liści. W innych badaniach tych samych autorów [9] wykazano odwrotne oddziaływanie tzn. herbicydy linuron i propanil ograniczały metabolizm insektycydów fonofos i malation w tkankach roślin fasoli. Tonks [41] prowadził szklar-



niowe doświadczenia nad łącznym stosowaniem retardantów (inhibitory wzrostu) i insektycydów w ochronie chryzantem. Pestycydy przeznaczone do zwalczania szkodliwych owadów zmniejszały lub całkowicie ograniczały skuteczność inhibitorów wzrostu. Ferre i Hall [15] stosowali regulatory wzrostu na drzewa jabłoni. Drzewa były dodatkowo opryskiwane pięciokrotnie insektycydem (Oksamyl) i akarycydem (Plictran). Same regulatory wzrostu nie wpływały na fotosyntezę i oddychanie traktowanych roślin nie zwiększały one również ujemnego wpływu insektycydu i akarycydu.

### *Próg dopuszczalnej liczby chemicznych zabiegów*

Rośliny wydające plon wysokiej wartości handlowej takie jak kwiaty, sałata czy truskawki chronione są często pestycydami zgodnie z harmonogramem zabiegów, bez względu na nasilenie szkodników, w celu zapobieżenia spadkowi „kosmetycznej” wartości produktu. Również w wielu uprawach rolniczych i sadowniczych opryskiwanie przeprowadza się rutynowo bez uwzględnienia diagnozy biologicznej informującej o zagrożeniu roślin przez fitofagi czy patogeny. Tego typu zabiegi często nie mają ekonomicznego uzasadnienia a dodatkowo jak wcześniej przedstawiono, mogą obniżać plon poprzez uboczny, ujemny wpływ pestycydów na rośliny chronione. Toscano i in. [42] jako pierwsi zaproponowali wprowadzenie pojęcia „próg pestycydu” dla określenia maksymalnej liczby zabiegów jaką można wykonać przy użyciu danego środka ochrony roślin w zalecanej dawce aby nie spowodować ekonomicznie istotnego spadku plonu. Wartość progowa uzależniona będzie od rodzaju użytej substancji aktywnej pestycydu i od siły jej ujemnego oddziaływania na roślinę chronioną. Również takie czynniki jak substancja pomocnicza środka chemicznego, stadium rozwojowe i kondycja roślin oraz warunki środowiska wpływać będą na wielkość progę pestycydu. Metyloparation jest jednym z często stosowanych insektycydów w ochronie sałaty przed różnymi gąsienicami w Południowej Kalifornii. Johnson i in. [21] oceniali ograniczający wpływ tego pestycydu na fotosyntezę, a w dalszej kolejności na plon sałaty. Na podstawie przeprowadzonych badań ustalili oni próg pestycydu na nie więcej niż 3 zabiegi wykonane metyloparationem (1,12 kg s.a./ha). Po przekroczeniu tej liczby zabiegów można spodziewać się spadku plonu sałaty większego od 20% w wyniku ujemnego oddziaływania insektycydu na fotosyntezę. Również Jones i in. [22] oraz Lapre i in. [24] sugerują potrzebę ustalenia dopuszczalnej liczby zabiegów jaką można wykonać przy użyciu danego pestycydu w uprawie truskawek i drzew cytrusowych.

Tabela

## Wpływ wybranych pestycydów na fotosyntezę i plon roślin chronionych

| Rodzaj pestycydu | Preparat lub s.a.      | Roślina    | Wpływ na    |      | Mechanizm działania   | Literatura |
|------------------|------------------------|------------|-------------|------|---|------------|
|                  |                        |            | fotosyntezę | plon |   |            |
| 1                | 2                      | 3          | 4           | 5    | 6   | 7          |
| Oleje letnie     |                        | cytryna    | —           | —    | Mechaniczne ograniczanie wymiany gazowej. Rozrywanie membran chloroplastów                                      | 14,27      |
|                  |                        | gorczyca   | —           | bd   |   | 20         |
|                  |                        | grusza     | —           | bd   |   | 39         |
|                  |                        | jabłoń     | —           | —    |   | 23,38      |
|                  |                        | pomidor    | —           | bd   |   | 16         |
| Insektycydy      | DDT                    | glony      | —           | bd   | nieznany  | 45         |
|                  | DDT                    | ogórek     | —           | bd   |   | 17         |
|                  | Diazinon               | jabłoń     | —           | bd   | nieznany  | 19         |
|                  | Guthion                | jabłoń     | —           | bd   | nieznany  | 19         |
|                  | metyloparation         | sałata     | —           | —    | Blokowanie transportu elektronów z systemu PS II do PS I. Ograniczenie przewodnictwa szparkowego i mezofilowego | 21,42      |
|                  | permetryna             | sałata     | —           | bd   |   |            |
| Akarycydy        | chlorowodorek formianu | truskawka  | —           | —    | Ograniczenie przewodnictwa szparkowego  | 24         |
|                  | dikofol                | cytryna    | —           | bd   | Ograniczenie przewodnictwa szparkowego  | 22         |
|                  | dikofol                | pomarańcza | +           | bd   | Wzrost przewodnictwa mezofilowego   | 22         |
|                  | propargit              | cytryna    | +           | bd   | Wzrost przewodnictwa szparkowego i mezofilowego   | 22         |
|                  | propargit              | truskawka  | —           | —    | Ograniczenie przewodnictwa szparkowego i mezofilowego   | 24         |
|                  | tlenek fenbutacyny     | truskawka  | +           | +    | Wzrost przewodnictwa szparkowego i mezofilowego   | 24         |

c.d. tab.

| 1         | 2                                     | 3                | 4 | 5  | 6   | 7          |
|-----------|---------------------------------------|------------------|---|----|---|------------|
|           | Ciecz kalifornijska                   | jabłoń           | — | bd | Toksyczny wpływ ciepła uwalniającego się w procesie utleniania osadu siarki na powierzchnię blaszki liściowej | 1,5,18, 43 |
|           | Ciecz kalifornijska + arsenian ołowiu | jabłoń           | — | bd | Zmiana struktury miękiszu palisadowego  | 31         |
|           | Ciecz bordoska                        | jabłoń<br>wiśnia | — | bd | nieznany  | 12,28,30   |
| Fungicydy | cykloheksymidyna                      | cebula           | — | —  | Ograniczenie syntezy chlorofilu-a   | 35         |
|           | dinocap                               | jabłoń           | — | bd | Spadek zawartości chlorofilu w liściach   | 6          |
|           | kaptan                                | jabłoń           | + | +  | Wzrost zawartości chlorofilu  | 2          |
|           | kaptan                                | winogrona        | — | bd | nieznany  | 4          |
|           | mankozeb                              | jabłoń           | — | bd | Spadek zawartości chlorofilu  | 6          |
|           | tiuram                                | jabłoń           | — | bd | Wzrost zawartości chlorofilu  | 6          |
|           | Vitavax                               | jęczmień         | — | —  | Ograniczenie pobierania CO <sub>2</sub>   | 7          |

Oznaczenia: — hamowanie procesu fotosyntezy, obniżka plonu  
 + wzrost aktywności procesu fotosyntezy, wzrost plonu  
 bd — brak danych

### Podsumowanie

W podsumowaniu należy stwierdzić, że w każdej z prezentowanych grup pestycydów znajdują się preparaty wykazujące ujemny wpływ na podstawowe procesy życiowe chronionych roślin. Jednocześnie trzeba wyjaśnić, że osoby decydujące w praktyce o przeprowadzeniu zabiegów nie są świadome możliwości niekorzystnego oddziaływania pestycydów na rośliny uprawne. Stąd zbyt często wykonuje się lub powstara zabiegi ochrony roślin przy niskim nasileniu choroby czy szkodnika. Obec-



na praktyka nadmiernego stosowania środków ochrony roślin jest po części wynikiem braku krajowych badań dotyczących ubocznego, ujemnego wpływu pestycydów na rośliny chronione jak również braku informacji w tym zakresie.

Firmy produkujące nowe pestycydy określają jedynie ich fitotoksyczność w trakcie rutynowych testów screeningowych. Trudno uchwytany, ograniczający wpływ tych środków na fotosyntezę, oddychanie i transpirację, a w efekcie na plon, nie jest badany. Mamy obecnie dostatecznie dużo przykładów ujemnego oddziaływania pestycydów na podstawowe procesy życiowe roślin chronionych aby przy produkcji nowych preparatów uwzględnić również i ten aspekt.

#### LITERATURA

1. Agnew E.L., Childers N.F.: Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 19, 379—383, 1939.
2. Ayers I.C., Barden I.A.: J. Amer. Soc. Hort. Sci., 100 (1), 24—28, 1975.
3. Baker I.M.: Environ. Pollut., 1, 27—44, 1970.
4. Bosian G.M., Paetzhdtd M., Engrather A.: Proc. 4th Int. Congr. Crop. Prot. (Hamburg), 2, 1515—1522, 1960.
5. Brody H.W., Childers N.F.: Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 36, 205—209, 1939.
6. Burth U.: Archiv. fuer Gartenban, 21, 567—585, 1973.
7. Carlson L.W.: Can. J. Plant Sci., 50, 627—630, 1970.
8. Chang F.Y., Smith L.W., Stephenson G.R.: J. Agr. Food Chem., 19, 1183—1186, 1971.
9. Chang F.Y., Stephenson G.R., Smith L.W.: J. Agr. Food Chem., 19, 1187—1190, 1971.
10. Chiciak J.: Praca magisterska wykonana w Instytucie Ochrony Roślin AR we Wrocławiu, 1980.
11. Christopher E.P., Pieniążek S.A., Jennings C.: Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 44, 101—104, 1944.
12. Clore W.I.: Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 33, 177—179, 1936.
13. Cole D.R., Plapp F.W.: Environ. Ent., 3, 217—220, 1974.
14. Dean H.A., Tannahill H., Bush I.R.: J. Econ. Entomol., 71, 211—216, 1978.
15. Ferree D.C., Hall F.R.: J. Amer. Soc. Hort. Sci., 103, 61—64, 1978.
16. Gudin C., Syrratt W.I., Boize L.: Ann. Appl. Biol., 84, 213—219, 1976.
17. Harris C.S.: Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 60, 335—340, 1952.
18. Heinicke A.I.: Prac. Amer. Soc. Hort. Sci., 202—204, 1939.
19. Heinicke D.R., Foot I.W.: Can. J. Bot., 40, 887—896, 1966.
20. Helson V.A., Minshall W.H.: Can. J. Bot., 40, 887—896, 1962.
21. Johnson M.W., i in.: J. Econ. Entomol., 76, 1390—1394, 1983.
22. Jones V.P., Youngman R.R., Parrella M.P.: J. Econ. Entomol., 76, 1178—1180, 1983.

23. Kristeva M., Kristev K.: *Acta Phytopath. Acad. Scien. Hungaricae*, 6, 365—369, 1971.
24. Lapre L.F. in: *J. Econ. Entomol.*, 75, 616—619, 1982.
25. Lawler P.D., Rogers L.J.: *Nature*, 215, 1515, 1967.
26. Leigh T.F.: *J. Econ. Entomol.*, 56, 517—522, 1963.
27. McMillan R.T., Riedhart I.M.: *Proc. Fla. State Hort. Soc.*, 77, 15—21, 1964.
28. Menzel K.C.: *Angew. Bot.*, 225—263, 1935.
29. Moon H.H., Harley C.P.: *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 47, 11—14, 1946.
30. Murphy L.M.: *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 37, 375—378, 1939.
31. Pickett W.F., Birkeland C.I.: *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 38, 158—162, 1941.
32. Ross R.G., Crowe A.D., Longley R.P.: *Can. J. Plant Sci.*, 49, 655—658, 1969.
33. Schreiber L.R., Hock W.K.: *J. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 100, 309—313, 1975.
34. Schroeder R.A.: *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 33, 170—172, 1935.
35. Shishiyama I., Fukutomi A., Akai S.: *Phytopath.*, 55, 844—847, 1965.
36. Southwick F.W., Childers N.F.: *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 69, 41—47, 1940.
37. Southwick F.W., Childers N.F.: *Plant Physiol.*, 16, 721—754, 1941.
38. Spotts R.A., Hall F.R., Ferree D.C.: *Plant Dis. Repr.*, 59, 541—543, 1975.
39. Sugiyama T.: *Hort. Sci. Jap.*, 12, 24—33, 1941.
40. Suzuki T., Uchiyama M.: *Ectotoxicology and Environ. Safety*, 1, 263—269, 1977.
41. Tonks N.Y.: *Can. J. Plant. Sci.*, 49, 219—222, 1969.
42. Toscano N.C. in: *J. Econ. Entomol.*, 75, 738—741, 1982.
43. Turrel F.M.: *Plant Physiol.*, 25, 13—62, 1950.
44. Wedding R.T., Riehl L.A., Rhoads W.A.: *Plant Physiol.*, 27, 269—378, 1952.
45. Wurster C.F.: *Science*, 159, 1474—1475, 1968.