Wpływ kinetyny na syntezę alkaloidów u *Lupinus luteus* L.

The influence of kinetin on the synthesis of alkaloids in Lupinus luteus L.

W. MACIEJEWSKA-POTAPCZYKOWA i R. NOWACKI

WSTĘP

Zagadnienie korelacji pomiędzy przemianami białka a tworzeniem się alkaloidów budzi od dawna szczególne zainteresowanie, zwłaszcza w odniesieniu do łubinów pastewnych. Dążeniem bowiem hodowców jest wyselekcjonowanie takich odmian tej rośliny, które odznaczałyby się wysoką zawartością białek, przy jak najniższym procencie alkaloidów.

Wielu fizjologów uważa, że pomiędzy przemianami białkowymi a tworzeniem się alkaloidów zachodzi ścisły związek (T o m a s z e w s k i 1957), ale trudno jest uogólniać wnioski dotyczące zależności między zawartością alkaloidów u łubinów, gdyż zawartość tych składników zależna jest od gatunku, odmiany, stadium rozwojowego rośliny oraz od wpływów środowiska (S z a r a p o w cyt. przez B y s z e w s k i e g o 1957). Według P r i a n i s z n i k o w a oraz I w a n o w a (l. c.) zmiany w zawartości alkaloidów w łubinach są równoległe do zmian w zawartości białka. Lepsze zaopatrzenie roślin w azot może prowadzić według tych autorów do większej produkcji alkaloidów w łubinach.

G u i l l a u m e (cyt. B y s z e w s k i) twierdzi, że na ogół czynniki wpływające dodatnio na plony i zawartość białka zwiększają również zawartość alkaloidów.

Jednakże w świetle danych statystyki niemieckiej z roku 1939 (cyt. B y s z e w s k i) plon białka z jednostki powierzchni w łubinach pastewnych był wyższy niż w gorzkich.

Korelację między zawartością alkaloidów a zawartością białka w łubinach pastewnych badali w Polsce B y s z e w s k i, N a w r o c k i i G a b r i e l (dane nie opublikowane — cyt. przez B y s z e w s k i e g o), ale na podstawie uzyskanych danych nie udało się tym autorom wyciągnąć jakichś ogólniejszych wniosków.

Być może, że pewne światło na to zagadnienie mogłyby rzucić badania z zastosowaniem takich czynników, o których wiadomo, że są stymulatorami syntezy białek u roślin. Gdyby bowiem okazało się, że czynniki te wpływają jednocześnie (stymulując lub hamując) na syntezę alkaloidów, to badania takie mogłyby przyczynić się do rozstrzygnięcia zagadnienia, czy istnieje jakaś zależność między syntezą białek a syntezą alkaloidów.

Potężnymi stymulatorami syntezy związków azotu są niektóre substancje wzrostowe charakteru nukleinowego, w szczególności kinetyna.

Ostatnie badania naszego Zakładu nad mechanizmem działania kinetyny wykazały, że kinetyna oraz adenina (choć w mniejszym stopniu) są stymulatorami syntezy związków azotu w epikotylach grochu i w plechach wątrobowca *Riccia fluitans* (Maciejewska-Potapczyk i Keller 1958).

Badania te zostały rozszerzone przez Olszewską (1959), która stosując metody autoradiograficzne stwierdziła, że kinetyna stymuluje syntezę kwasów nukleinowych oraz białek w korzeniach cebuli.

Celem niniejszej pracy było zbadanie, czy kinetyna wywiera również wpływ na zawartość alkaloidów u izolowanych zarodków łubinu hodowanych *in vitro*.

Działanie kinetyny rozpatrywano w porównaniu z działaniem:

1. adeniny, ze względu na wyniki poprzednich doświadczeń (Maciejewska-Potapczyk, Keller), które wykazały, że adenina stymuluje syntezę związków azotu u niektórych roślin;

2. kwasu β -indolooctowego (IAA); Hegnauer i Flück, a także Tsao i Youngken (cyt. przez Mothesa) próbowali zwiększyć zawartość alkaloidów w korzeniach *Atropa belladonna* przez spryskiwanie jej liści roztworami substancji wzrostowych typu auksyn, a mianowicie: kwasem 2,4-dwuchlorofenoksyoctowym; doświadczenia te nie dały pozytywnego wyniku;

3. mieszaniny kinetyny i IAA, która w poprzednich doświadczeniach najsilniej stymulowała syntezę związków azotu.

MATERIAŁ I METODYKA BADAŃ

Materiał do badań stanowiły zarodki wyizolowane z nasion łubinu.

Jak to wykazały badania Tomaszewskiego (1957), cała zawartość alkaloidów w nasionach łubinu znajduje się w liścieniach, zarodki zaś **nie** posiadają ich zupełnie. Dopiero po wykiełkowaniu nasion alkaloidy przechodzą do rozwijającego się zarodka.

Brak alkaloidów w zarodkach łubinu pozwolił temu autorowi śledzić pojawienie się ich w późniejszym okresie rozwoju.

Dlatego też wydawało się nam celowe użycie podobnego materiału do badań nad wpływem kinetyny na syntezę alkaloidów w łubinie.

U poszczególnych gatunków łubinów występują różne alkaloidy, stanowiące jednak wspólną grupę dzięki podobieństwu w budowie chemicznej (Reifer 1954 a). Z szeregu tych alkaloidów najbardziej typowe są lupinina i sparteina dla łubinów słodkich — zawartość od 0,5—1,5% oraz lupanina i hydroksylupanina dla gorzkich — do 3% (Barbacki 1957, Nowotny 1929). Ze względu na to, że badania niniejsze przeprowadzono na łubinie żółtym, podajemy tylko bliższą charakterystykę sparteiny i lupininy. Oba te związki są pochodnymi pirydyny. Stechiometrycznie budowa ich wywodzi się od norlupininy.

Lupinina, tak jak inne alkaloidy, jest silną zasadą o następującej budowie:

Krystalizuje się ona w postaci rombów z eteru naftowego. Rozpuszcza się w wodzie (lepiej zimnej niż gorącej), alkoholu, eterze etylowym i benzenie.

Sparteina ma bardziej skomplikowaną budowę chemiczną niż lupinina. Stechiometrycznie przedstawia się ona następująco:

Sparteina jest bezbarwną cieczą, o charakterystycznym przykrym zapachu, trudno rozpuszczalną w wodzie. Z kwasami daje łatwo krystalizujące dwuwartościowe sole.

W badaniach naszych do oznaczeń zawartości alkaloidów w zarodkach łubinu posłużyliśmy się metodą kolorymetryczną opracowaną przez Reifera (1957, b). Metoda ta jest szybka i prosta, charakteryzuje się dużą czułością (pozwalającą na oznaczenie alkaloidów w roztworach wodnych o stężeniu do 0,0001%) oraz powtarzalnością wyników. Zaletą jej jest również to, że nie wymaga dużych ilości badanego materiału. Reifer zaleca ją specjalnie do oznaczania alkaloidów w łubinach słodkich.

Zasada tej metody polega na ilościowym wyekstrahowaniu alkaloidów z materiału roślinnego i kolorymetrycznym oznaczaniu ich ilości. Do kolorymetrycznego oznaczania wykorzystuje się stechiometryczną reakcję między oranżem metylowym a alkaloidami. W wyniku jej powstaje kompleksowy związek o żółtym zabarwieniu, który pod wpływem zakwaszo-

nego etanolu zmienia zabarwienie na różowe. Ilość związanego oranżu metylowego odpowiada ilości alkaloidów.

W pracy naszej oznaczaliśmy w badanym materiale sumę alkaloidów lupininy i sparteiny.

OPIS DOŚWIADCZEŃ

Hodowlę zarodków łubinu prowadzono metodą opisaną przez Tomaszewskiego (1957).

Nasiona łubinu żółtego płukano różnymi koncentracjami alkoholu etylowego: absolutnym 96% i 60%, a następnie wodą sterylizowaną. Po przepłukaniu moczoło nasiona przez 20 minut w 0,2% sublimacie, po czym znów płukano je kilkakrotnie sterylizowaną wodą i po 12-godzinnym moczeniu izolowano z nich zarodki w warunkach sterylnych, w szafce Hansena, w pomieszczeniu naświetlanym uprzednio lampą kwarcową. Wyizolowane zarodki umieszczono w probówkach z wysterylizowaną pożywką o następującym składzie:

KNO ₃	— 1,00 g	} na jeden litr wody
Ca (H ₂ PO) ₂	— 0,50 g	
K ₂ SO ₄	— 0,50 g	
MgSO ₄	— 0,25 g	
NaCl	— 0,25 g	
cytrynian żelaza 5% roztwór	— 5 kropli	
mikroelementy Hoaglanda	— 1 ml	

Źródłem węgla dla rozwijających się zarodków była sacharoza w ilości 40 gramów na 1 litr pożywki. Pożywkę zestalano agarą w ilości 10 gramów na 1 litr.

Jedna seria hodowli stanowiła kontrolę, do drugiej dodawano kinetynę do stężenia w pożywce 10⁻⁷, do trzeciej dodawano adeninę do stężenia w pożywce 10⁻⁷, do czwartej kwas β-indolooctowy do stężenia w pożywce 10⁻⁷, do piątej kinetynę i kwas β-indolooctowy do stężenia każdego ze składników 10⁻⁷.

Probówki zatykano watą i umieszczano w pomieszczeniu o temperaturze około 22—23°C.

Należy zaznaczyć, że pomimo usiłowań przeprowadzenia doświadczenia jak najbardziej aseptycznie około 40% naszych hodowli ulegało zakażeniu, wobec czego dla otrzymania odpowiedniej ilości materiału do analiz trzeba było przeprowadzić bardzo dużo powtórzeń doświadczeń.

Do naszych prób wykonaliśmy około 1800 hodowli.

Już po kilku dniach (6—7) doświadczenia można było zauważyć szybszy rozwój zarodków hodowanych na podłożu zawierającym kine-

tynę. Zarodki te wykazywały w porównaniu z kontrolą szybszy wzrost łodyg i korzeni i szybsze powstawanie liści, co ilustrują załączone fotografie 7-dniowych hodowli:

Ryc. 1. Zarodki łubinu. A — kontrolne; B — stymulowane kinetyną
The embryos of lupin. A — controls; B — stimulated by kinetin

Dla uchwycenia momentu powstawania alkaloidów w zarodkach posługiwaliśmy się mikrochemiczną metodą ich wykrywania, opisaną przez Tomaszewskiego (1957).

Metoda ta polega na zastosowaniu azotanu bizmutu w jodku potasu, w środowisku kwasu azotowego, który to odczynnik daje z alkaloidami łubinu charakterystyczny pomarańczowy, bezpostaciowy osad.

Wykonywaliśmy przekroje podłużne zarodków, które zadawaliśmy wyżej opisanym odczynnikiem i obserwowaliśmy pomarańczowe zabarwienie elementów naczyniowych. Zabarwienie to u zarodków hodowanych na podłożu z kinetyną można było zaobserwować już w 4 dniu doświadczenia, podczas gdy u zarodków kontrolnych stawało się widoczne dopiero po 7—8 dniach hodowli.

Jeśli chodzi o hodowlę z zastosowaniem pozostałych substancji wzrostowych, to nie udało się nam zaobserwować różnic w szybkości pojawiania się alkaloidów w zarodkach.

Oznaczenia zawartości alkaloidów w badanych zarodkach oznaczaliśmy w czterech seriach.

Do pierwszych oznaczeń użyliśmy zarodków, które były odizolowane od liścieni dopiero w 4 dni po wykiełkowaniu. Ponieważ zarodki te wykazywały obecność znacznych ilości alkaloidów nawet w kontroli, przeto

do dalszych badań używaliśmy zarodków izolowanych z nasion po 12 godzinach moczenia w wodzie.

Zawartość alkaloidów w I serii doświadczeń oznaczaliśmy po 6 dniach, w następnych seriach po 14 dniach hodowli.

W celu przeprowadzenia oznaczeń zarodki wyjmowano z probówek, przepłukiwano je bieżącą wodą aż do usunięcia z nich resztek pożywki, a następnie suszono na powietrzu.

Tabela 1

Zawartość alkaloidów w zarodkach łubinu * po 6 dniach hodowli .
The alkaloids content in embryos of lupin

Rodzaj doświadczenia Kind of experiment	Zawartość alkaloidów wyrażona w % w stosunku do powietrznie suchej masy The alkaloids content in % in relation to the air-dried mass	Przyrost zawartości alkaloidów w stosunku do kontroli II wyrażony w % The increase of alkaloids content in relation to the control in %
Kontrola I Controls I	0,35	
Kontrola II Controls II	1,09	
Kinetyna Kinetin	1,73	60
Adenina Adenine	1,50	38
IAA	1,34	22
IAA + kinetyna IAA + kinetin	0,71 1,84 **)	

Oznaczanie ilości alkaloidów w badanym materiale przeprowadzano w następujący sposób:

Odwagę około 0,5 g wysuszonych zarodków rozcierano z dodatkiem 0,7 ml st. NH_3 przez 30 minut, w moździerzu porcelanowym. Dokładne rozcieranie było konieczne dla zniszczenia struktury komórkowej i uwolnienia alkaloidów z wodniczek. Amoniak alkalizował środowisko. Następnie dla odwodnienia materiału dodawano do roztartych tkanek łubino-

* Zarodki były izolowane z nasion po 4 dniach.

** Oznaczeń dla mieszaniny kinetyny i IAA nie udało się przeprowadzić ze względu na bardzo rozbieżne wyniki analiz.

Tabela 2

Zawartość alkaloidów w zarodkach łubinu (izolowanych z namoczonych nasion po 12 godzinach) po 14 dniach hodowli

The alkaloids content in embryos of lupin

Rodzaj doświadczenia Kind of experiment	Zawartość alkaloidów wyrażona w % w stosunku do powietrznie suchej masy The alkaloids content in % in relation to the air-dried mass	Przyrost zawartości alkaloidów wyrażony w % The increase of alkaloids content in relation to the control in %
--	---	--

Doświadczenie I — Experiment I

Kontrola Controls	0,11	
Kinetyna Kinetin	0,38	250
Adenina Adenine	0,22	103
IAA	0,13	30
Kinetyna + IAA Kinetin + IAA	0,17	55

Doświadczenie II — Experiment II

Kontrola Controls	0,086	
Kinetyna Kinetin	0,29	240
Adenina Adenine	0,15	75
IAA	0,17	103
Kinetyna + IAA Kinetin + IAA	0,23	170

Doświadczenie III — Experiment III

Kontrola Controls	0,13	
Kinetyna Kinetin	0,35	170
Adenina Adenine	0,25	40
IAA	0,19	45
Kinetyna + IAA Kinetin + IAA	0,25	40

wych około 1 g ziemi krzemkowej, prażonej uprzednio przez 3 godziny, w temperaturze 250°C. Miazgę łubinową wraz z ziemią krzemkową przenoszono ilościowo do 30 ml chloroformu. Używano chloroformu przedestylowanego z nadchlorku wapnia. Dla wyekstrahowania alkaloidów wytrząsano próbkę mechanicznie przez 30 minut. Roztwór chloroformowy, zawierający alkaloidy, oddzielano od pozostałości przez sączenie na nuczycy G_3 pod zmniejszonym ciśnieniem.

Dla przeprowadzenia alkaloidów w postać chlorowodorków, do wyciągu chloroformowego dodawano 2 ml 0,1 n HCl. Wolny chloroform oddestylowano na łaźni wodnej.

W celu oczyszczenia alkaloidów, chlorowodorki kilkakrotnie rozpuszczano w eterze naftowym i chloroformie. W pierwszym etapie oczyszczania rozpuszczano je w 15 ml eteru naftowego i przenoszono ilościowo do rozdzielacza. Z eteru naftowego alkaloidy przeprowadzano w postać chlorowodorków przez trzykrotną ekstrakcję 0,1 n HCl. Wodny roztwór chlorowodorków alkaloidów uzupełniano wodą do 50 ml. Następnie pobierano po 2 ml wodnego roztworu chlorowodorków alkaloidów i po zalkalizowaniu próbki 1 ml 5 n NaOH ekstrahowano je 4 porcjami chloroformu (po 10 i 5 ml). Wyciągi chloroformowe zebrane do rozdzielacza ponownie ekstrahowano 0,1 n HCl.

Z tak oczyszczonych alkaloidów znajdujących się znowu w postaci chlorowodorków, pobierano po 5 ml i po zalkalizowaniu 0,2 ml wodorotlenku sodowego ekstrahowano je 3 porcjami po 5 ml chloroformu. Ekstrakty chloroformowe uzupełniano do 20 ml i przenoszono do suchego rozdzielacza. Celem otrzymania barwnego kompleksowego związku do próbek dodawano po 0,3 ml oranżu metylowego i wytrząsano je przez 3 minuty. Po odstaniu i oddzieleniu się nie związanego oranżu metylowego od roztworu chloroformowego alkaloidów usuwano warstwę oranżu metylowego. Dla dokładniejszego oddzielenia nie związanego oranżu, mogącego jeszcze występować w roztworze, odwirowywano go od roztworu

Ryc. 2. Krzywa koncentracji / ekstynkcji dla sparteiny
Curve of the concentration/extinction for the spartein

wego od roztworu chloroformowego alkaloidów usuwano warstwę oranżu metylowego. Dla dokładniejszego oddzielenia nie związanego oranżu, mogącego jeszcze występować w roztworze, odwirowywano go od roztworu

chloroformowego. Do kolorymetrowania pobierano po 5 ml żółtego roztworu chloroformowego i — po dodaniu 1 ml etanolu zakwaszonego st. HCl — wykonywano pomiar w fotokolorymetrze Hilger—Spekkera przy zielonym filtrze, porównując ze ślepą próbą zawierającą tylko odczynniki. Wykonywano po 2—3 próby dla każdej serii doświadczeń.

Dla oznaczeń kolorymetrycznych nie znanych ilości alkaloidów w zarodkach sporządzono krzywą zależności stężenia i ekstynkcji roztworów sparteiny (siarczan sparteiny— $\text{BH}_2\text{SO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$, CEFARM-Warszawa).

Krzywą wykonano na podstawie 18 odważek sparteiny dla fotokolorymetru Hilger-Spekkera przy zielonym filtrze.

Zakres wielkości odważek sparteiny dobrano według ekstynkcji wyciągów badanego materiału.

Wyniki oznaczeń stanowiących zawsze średnią 2 równoległych analiz zebrano w tabelach 1 i 2.

Wyniki analiz wykazują wysoki (prawie 3-krotny) wzrost zawartości alkaloidów kontroli II (zarodki po 6 dniach hodowli na pożywce) w stosunku do kontroli I (zarodki badane na zawartość alkaloidów bezpośrednio po wyizolowaniu z nasion).

Zarodki hodowane na pożywkach z dodatkiem substancji wzrostowych wykazują znaczny przyrost zawartości alkaloidów: najwyższy przy kinetynie, niższy przy adeninie, najniższy przy kwasie β -indolooctowym.

Wyniki oznaczeń wskazują bardzo wysoki wzrost zawartości alkaloidów, szczególnie w hodowlach z dodatkiem kinetyny. Przyrost ten jest w dwu seriach doświadczeń przeszedł dwukrotny, w trzeciej wynosi 170%.

Pozostałe substancje wzrostowe stymulują również bardzo silnie syntezę alkaloidów w zarodkach łubinu, choć dane nie zawsze są zgodne i dlatego trudne do interpretacji.

Obliczenia zawartości alkaloidów wykonano w ten sposób, że na podstawie ekstynkcji badanych próbek ustalano zawartość alkaloidów w 5 ml roztworu. Uwzględniając rozcieńczenie badanego roztworu, oznaczano całkowitą zawartość alkaloidów w próbce i odnoszono ją do odważki badanego materiału. Jako przykład podajemy obliczenie do tabeli 2 (dośw. 1) dla próbki z kinetyną. Ekstynkcja dla alkaloidów zawartych w 5 ml wyciągu wynosiła 0,02, co odpowiada według naszej krzywej 0,009 mg alkaloidów. Wobec tego w 1 ml roztworu znajduje się 0,009 mg: $5 = 0,0018$ mg alkaloidów.

Uwzględniając rozcieńczenie roztworu $25 \times 10 \times 4 = 1000$ (patrz opis metodyki na str. 88—90) wyliczano całkowitą zawartość alkaloidów

w próbce i odnoszono ją do powietrznie suchej masy. Odważka materiału wynosiła 0,4975 g. Zawartość alkaloidów w ‰ wynosi więc:

$$\begin{array}{r}
 0,0018 \text{ mg} \times 1000 = 1,8 \text{ mg} \\
 1,8 \text{ mg} - 0,4975 \text{ g} \\
 0,0018 \text{ g} - 0,4975 \text{ g} \\
 x - 100 \text{ g} \\
 \hline
 x = \frac{0,0018 \times 100}{0,4975} = \frac{0,18}{0,4975} = 0,38‰
 \end{array}$$

OMÓWIENIE WYNIKÓW I DYSKUSJA

Zestawiając wyniki doświadczeń nad wpływem badanych substancji wzrostowych na syntezę alkaloidów w zarodkach łubinu, można powiedzieć, że wszystkie one są stymulatorami syntezy alkaloidów, ale najaktywniejszą spośród nich okazała się kinetyna, gdyż największy przyrost zawartości alkaloidów obserwujemy we wszystkich seriach doświadczeń w hodowlach z dodatkiem kinetyny.

Jeśli chodzi o działanie pozostałych substancji wzrostowych, to można tylko powiedzieć ogólnie, że stymulują one również syntezę alkaloidów, ale trudno jest porównywać ze sobą intensywność działania poszczególnych związków, ze względu na dużą rozpiętość wyników.

Tak np. przyrost zawartości alkaloidów waha się: przy adeninie w granicach 40—100‰, przy kwasie β -indolooctowym od 30—100‰, przy mieszaninie kinetyny i kwasu β -indolooctowego od 40 do 170‰.

Charakterystyczne jest, że przy użyciu do badań zarodków łubinu izolowanych z kielkujących nasion, dopiero po 4 dniach stwierdziliśmy znacznie wyższą zawartość alkaloidów, nawet w materiale kontrolnym, niż w zarodkach izolowanych z nasion moczonych w wodzie w ciągu 13 godzin.

Tak wysoka zawartość alkaloidów w 4-dniowych zarodkach, nie oddzielonych od liścieni, może być chyba tłumaczona szybkim przechodzeniem alkaloidów uruchamianych w wyniku procesów enzymatycznych z liścieni do kielków.

Dane nasze, dotyczące zawartości alkaloidów w zarodkach oddzielonych od liścieni po 4 dniach (kontrola I), zbliżone są do danych Z. Nowotny, która ustaliła zawartość alkaloidów w zarodkach łubinu słodkiego na 0,24‰.

Wczesne odizolowanie zarodków od nasion umożliwiło otrzymanie materiału pozbawionego zupełnie alkaloidów. Użycie takich zarodków do analiz daje możliwość uzyskania bardziej prawdziwego obrazu wpływu badanych substancji na syntezę alkaloidów.

Wyniki naszych doświadczeń wydają się potwierdzać koncepcję tych autorów (Guillaume, oraz Prianisznikow i Iwanow, cyt. przez Byszewskiego), którzy wiążą syntezę alkaloidów z syntezą białek.

Rezultaty bowiem poprzednich doświadczeń naszego Zakładu (Maciejewska-Potapczykowa i Keller 1958), prowadzonych na epikotylach grochu, wskazują wyraźnie, że kinetyna, adenina, kwas β -indoloocetowy, a także mieszanina kinetyny i kwasu β -indoloocetowego są stymulatorami syntezy związków azotu.

Dla potwierdzenia jednak hipotezy o związku między syntezą alkaloidów i białek, należałoby przeprowadzić badania, których celem byłoby ustalenie korelacji pomiędzy przyrostem białek i alkaloidów w tym samym materiale.

STRESZCZENIE

Punktem wyjścia niniejszej pracy były: z jednej strony poglądy o związku między syntezą białek i syntezą alkaloidów u łubinów, z drugiej zaś nasze badania nad rolą kinetyny jako stymulatora syntezy związków azotu u niektórych roślin.

Celem pracy było zbadanie wpływu kinetyny, adeniny, kwasu β -indoloocetowego oraz mieszaniny kinetyny i kwasu β -indoloocetowego na syntezę alkaloidów u zarodków *Lupinus luteus* hodowanych *in vitro*.

Zawartości alkaloidów w badanym materiale oznaczono metodą kolorymetryczną opracowaną przez Reifera.

Stwierdzono, że wszystkie wymienione substancje wzrostowe, a w szczególności kinetyna, stymulują syntezę alkaloidów u zarodków łubinu hodowanych *in vitro*.

Zawartość alkaloidów w zarodkach hodowanych na podłożach zawierających kinetynę była w większości doświadczeń przeszło dwukrotnie wyższa w stosunku do kontroli.

Przyrost zawartości alkaloidów w zarodkach, hodowanych na pożywkach z dodatkiem adeniny, IAA i mieszaniny kinetyny i IAA, wahał się w granicach 30—170%.

Zakład Biochemii
Uniwersytetu Łódzkiego

(Wpłynęło dn. 24.6.1958 r.)

SUMMARY

The purpose of the present paper was to test the role of kinetin, adenine, β -indoloacetic acid as well as of the mixture of kinetin and β -indoloacetic acid on the synthesis of alkaloids in *Lupinus luteus* embryos grown *in vitro*.

The alkaloids content was investigated using Reifer's colorimetric method.

It was found that all above mentioned growth promoting substances and especially kinetin stimulate alkaloids synthesis in lupin embryos grown in vitro.

In the majority of the experiments the amount of alkaloids in embryos cultivated on mediums with kinetin was more than twice bigger as in controls.

The increase in alkaloids content on mediums with adenine or IAA or the mixture of kinetin and IAA was from 30 to 170%.

LITERATURA

- Barbacki S., 1952, Lubin, Warszawa.
- Byszewski W., 1957, Hodowla roślin, aklimatyzacja i nasiennictwo 1 (3): 326—369.
- Maciejewska-Potapczykowa W., Keller Z., 1958, Acta Soc. Bot. Pol. 27 (2): 161—177.
- Mothes K., 1955, Annual Review of Plant Physiology 6: 393—425.
- Nowotny Z., 1929, Pamiętniki P. I. G. W.
- Olszewska M., 1959, Études autoradiographiques de l'influence de la kinétine sur l'incorporation de l'adénine dans les cellules du méristème racinaire d'*Allium cepa*, Exp. Cell. Res. 16: 192—202.
- Olszewska M., 1959, Études autoradiographiques de l'influence de la kinétine sur la synthèse des acides nucléiques et des protéines, Acta Soc. Bot. Pol. 28 (1).
- Reifer I., 1954, Acta Biochimica Polonica 1 (3—4).
- Reifer I., 1957, Acta Biochimica Polonica 4 (3): 165.
- Tomaszewski Z., 1957, Hodowla roślin, aklimatyzacja i nasiennictwo 1 (3): 375—385.
- Wierzchowski Z., 1952, Roczniki Nauk Rolniczych 61: 159—191.