

MIECZYŚLAW GRZESIK  
*Instytut Sadownictwa i Kwiaciarstwa w Skierniewicach*

## ZASTOSOWANIE REGULATORÓW WZROSTU W NASIENNICTWIE ROŚLIN OZDOBNYCH

### *Wstęp*

Sytuacja nasiennictwa w Polsce i na świecie wskazuje, że najważniejszymi problemami obok hodowli atrakcyjnych form roślinnych są obniżenie kosztów produkcji i podniesienie jakości nasion. Dlatego na świecie prowadzi się badania zmierzające do opracowania efektywnych metod uzyskiwania dużej ilości nasion o wysokiej jakości w chwili zbioru oraz sposobów przedsięwziętego traktowania nasion, powodującego ich zwiększoną zdolność kiełkowania i podwyższenie wigoru siewek. Stwierdza się, że obok podstawowych zabiegów agrotechnicznych duże zastosowanie mogą znaleźć tu regulatory wzrostu, które są wygodne w użyciu, mogą wywołać duże zmiany w dojrzewaniu i kiełkowaniu nasion oraz nie stanowią zagrożenia dla życia człowieka, jako że nasiona roślin ozdobnych nie są konsumowane.

Celem niniejszego artykułu jest więc omówienie wpływu hormonów na dojrzewanie i kiełkowanie nasion roślin ozdobnych oraz wykazanie możliwości modyfikacji tych procesów za pomocą regulatorów wzrostu w świetle wyników dotychczasowych badań.

### *Wpływ substancji wzrostowych na plon nasion*

Rozwój i dojrzewanie nasion przebiega w obecności, w odpowiednich proporcjach, wszystkich hormonów syntetyzowanych w nasieniu bądź w roślinie matecznej. Dodanie z zewnątrz jednego z hormonów może zmienić tę równowagę i wywołać procesy wynikające z nowego układu ilościowego tych substancji. Wykorzystując te zależności, regulatory wzrostu próbuje się stosować od lat dla zwiększenia plonu i polepszenia jakości nasion. Stwierdza się możliwość zwiększenia masy nasion w wyniku opryskiwania roślin niektórych gatunków auksynami (NAA). U *Hibiscus esculentus* [14] 12-godzinne przedsięwzięte moczenie nasion w IAA (30 mg/dm<sup>3</sup>) i NAA (10 mg/dm<sup>3</sup>) może zwiększyć plon i suchą masę strąków. U innych gatunków natomiast 24-godzinne przedsięwzięte moczenie nasion w NAA (5–20 mg/dm<sup>3</sup>) lub opryskiwanie nim roślin, jakkolwiek przyspiesza wzrost siewek i termin ich zakwita-

nia, to nie modyfikuje jednak plonu. Przykładem są *Matthiola incana*, *Zinnia elegans*, *Antirrhinum majus* i *Lathyrus odoratus* [16, 17].

Spośród kilkudziesięciu giberelin, odkrytych w roślinach wyższych, znaczną ich część wyizolowano z niedojrzałych nasion [29]. Substancje te uczestniczą w embriogenezie oraz we wzroście nasion i owoców [2, 42]. W miarę jak nasiona dojrzewają, aktywne gibereliny przekształcają się w nieaktywne i w tej postaci są magazynowane [11, 42].

Wpływ egzogennych GA<sub>3</sub> i GA<sub>4+7</sub> na rozwój nasion jest bardzo różny i uzależniony od gatunku rośliny oraz sposobu aplikacji. Tak np. u *Hibiscus* można zwiększyć plon nasion w wyniku 12-godzinnej moczenia przedsewnego w giberelinie (200 mg/dm<sup>3</sup>) [33], jak również u niektórych roślin warzywnych i rolniczych po opryskiwaniu ich tym hormonem [31]. U innych roślin np. *Matthiola incana*, *Zinnia elegans*, *Antirrhinum majus* i *Lathyrus odoratus* 24-godzinne moczenie nasion w GA<sub>3</sub> i GA<sub>4+7</sub> (50–200 mg/dm<sup>3</sup>) lub opryskiwanie nimi roślin w różnych fazach rozwoju nie wpływa na plon nasion, jakkolwiek zwiększa wysokość roślin [16, 17]. Wreszcie rośliny *Antirrhinum majus*, *Delphinium belladonna*, *Tagetes erecta* opryskiwane GA<sub>3</sub> (100–400 mg/dm<sup>3</sup>) 4 tygodnie po posadzeniu rozsady i powtórnie miesiąc później wytwarzały mniej nasion niż nie traktowane [39, 40].

Powstające na roślinie matecznej nasiona zawierają również duże ilości cytokinin. Wysoka ich zawartość w okresie intensywnych podziałów komórkowych wskazuje na stymulowanie przez nie tych podziałów [41] albo że związki te są ich produktem. Dużą aktywność cytokinin stwierdza się również w obecności bielma występującego w stadium mlecznym [6, 43]. W miarę jak nasiona zaczynają dojrzewać, zawartość cytokinin zmniejsza się, prawdopodobnie wskutek rozkładu [46]. Egzogenne cytokininy aplikowane w początkowej fazie rozwoju roślin mogą powodować zwiększenie liczby kwiatów oraz plonu nasion niektórych roślin warzywnych i rolniczych [31]. Również przedsewne moczenie nasion w kinetynie (10 mg/dm<sup>3</sup>) zwiększa plon nasion *Lathyrus odoratus*.

Kwas abscysynowy (ABA) pełni funkcję regulatora transpiracji i inhibitora kiełkowania. Może on ograniczyć rozwój zarodka, zapobiec przedwczesnemu kiełkowaniu oraz powstaniu enzymów biorących udział w procesach kiełkowania, jak np.  $\alpha$ -amylazy. ABA powoduje również starzenie się liści i opadanie owoców, co może wpłynąć na dojrzewanie i wypełnianie się nasion. Nasiona roślin produkujących większe ilości ABA charakteryzują się głębszym spoczynkiem. Suszenie niedojrzałych nasion gwałtownie zmniejsza zawartość ABA, co sprzyja kiełkowaniu. Natomiast stres wodny, niska temperatura i niedobór potasu może przyczynić się do zwiększenia zawartości tego hormonu w niedojrzałych nasionach. Wpływ ABA na powstające nasiona może być modyfikowany przez wiele czynników, co oznacza, że zawartość tej substancji nie zawsze jest czynnikiem decydującym o rozwoju zarodka.

Dojrzewanie nasion może być modyfikowane również przez syntetyczne inhibitory wzrostu. Tak np. daminozyd (250–2000 mg/dm<sup>3</sup>) stosowany 4 tygodnie po przesadzeniu rozsady i ponownie miesiąc później zwiększył plon nasion oraz ich kiełkowanie u *Antirrhinum majus*, *Delphinium belladonna* i *Zinnia elegans* [39, 40]. Natomiast ancymidol podany do gleby (80–310 mg granulatu/m<sup>3</sup> gleby), w której

rosły: *Tagetes* i *Pelargonium* [30], paklobutrazol (50–200 mg/dm<sup>3</sup>), RSW 0411 (25–400 mg/dm<sup>3</sup>) i Sumi-7 (100–400 mg/dm<sup>3</sup>), w postaci opryskiwania na: *Matthiola incana*, *Zinnia elegans*, *Antirrhinum majus* i *Lathyrus odoratus* [16, 17] oraz paklobutrazol (50–100 mg/dm<sup>3</sup>) i Sumi-7 (50–100 mg/dm<sup>3</sup>), naniesione na *Delphinium cultorum* (Rak nie publ.), nie modyfikowały plonu i jakości nasion.

### *Możliwości poprawy kiełkowania za pomocą substancji wzrostowych*

Hormony biorą udział w regulacji spoczynku nasion, który jest uzależniony od stosunku zawartości inhibitorów do stymulatorów wzrostu. Dodanie substancji wzrostowych z zewnątrz może zmienić ten stosunek i wywołać określone reakcje. Przy takim założeniu zarodek traktuje się często jako jednolitą całość, a nie jako skomplikowaną miniaturową roślinę, w której w odrębnych organach mogą zachodzić jednocześnie różne procesy związane ze zróżnicowanym składem ilościowym i jakościowym hormonów. Wynik traktowania nasion substancjami wzrostowymi jest uzależniony od stanu ich spoczynku i czynników zewnętrznych, modyfikujących kiełkowanie. Nasiona w stanie wilgotnym reagują na chłodzenie i są bardziej podatne na działanie regulatorów wzrostu, co umożliwia hormonalną regulację ich spoczynku. Przyjmuje się, że stymulowanie kiełkowania przez substancje wzrostowe, temperaturę lub światło polega na aktywacji lub syntezie enzymów biorących udział w rozkładzie związków zapasowych i zwiększeniu możliwości syntezy białek [5].

Egzogenne auksyny mają niewielki wpływ na spoczynek nasion wielu gatunków roślin i raczej ujemnie wpływają na ich kiełkowanie. Tak np. 24-godzinne moczenie nasion w IAA (10 mg/dm<sup>3</sup>) opóźnia kiełkowanie *Lathyrus odoratus* (Chojnowski nie publ.), a moczenie w NAA (5–20 mg/dm<sup>3</sup>) zmniejsza zdolność kiełkowania *Matthiola incana*, *Zinnia elegans*, *Antirrhinum majus* i *Lathyrus odoratus*, przyspieszając jednocześnie wschody oraz wzrost i kwitnienie siewek [15, 17]. Zwiększenie kiełkowania stwierdzono natomiast u *Hibiscus esculentus* po 24-godzinnym moczeniu nasion w IAA (10–40 mg/dm<sup>3</sup>) [33].

Nasiona będące w stanie spoczynku zawierają gibereliny nieaktywne lub związane w formie estrów. Przekształcenie się ich w formy aktywne lub dodanie egzogennej gibereliny może przerwać spoczynek lub zapobiec jego indukcji [45]. Często stosowane w tym celu są kwas giberelinowy (GA<sub>3</sub>) oraz giberelina A<sub>4</sub> i A<sub>7</sub> (GA<sub>4+7</sub>), których używa się do 6–24-godzinnego moczenia nasion lub do podlewania albo opryskiwania roślin matecznych [26]. GA<sub>3</sub> (100–400 mg/dm<sup>3</sup>) zmniejsza niekorzystny wpływ dalekiej czerwieni na kiełkowanie nasion, co stwierdzono u *Kalanchoe* [13]. Moczenie nasion w GA<sub>3</sub> lub GA<sub>4+7</sub> (100–1000 mg/dm<sup>3</sup>) może przerwać spoczynek i przyspieszyć kiełkowanie nasion, zastępując stratyfikację lub wpływ światła u niektórych gatunków roślin iglastych: *Abies alba*, *Chamaecyparis obtusa*, *Cryptomeria japonica*, *Cupressus arizonica*, *Larix sibirica*, *Picea abies*, *Picea glauca*, *Picea glehnii*, *Picea pungens*, *Pinus banksiana*, *Pinus densiflora*, *Pinus strobus*, *Pinus sylvestris*, *Pinus taeda*, *Pseudotsuga menziesii*, *Taxodium distichum* [12].



Dodanie GA<sub>3</sub> (100–400 mg/dm<sup>3</sup>) po okresie stratyfikacji przyspiesza wzrost zarodka i stymuluje kiełkowanie nasion *Adonis*, *Anemone*, *Aquilegia*, *Clematis*, *Delphinium*, *Dendromecon*, *Escholzia*, *Glaucium*, *Hunnemanniz*, *Nigella*, *Paeonia*, *Papaver*, *Ranunculus*, *Romneya* i *Thalictrum*. Aplikacja tego hormonu przed uzyskaniem pełnej dojrzałości nasion nie jest efektywna [3].

Często stosowanymi zabiegami powodującymi przerwanie spoczynku i stymulującymi kiełkowanie nasion wielu roślin ozdobnych jest 1–4-tygodniowe chłodzenie w temperaturze 1–5°C [3]. Zwiększenie kiełkowania, w podobnym lub większym stopniu jak pod wpływem chłodzenia, można uzyskać także w wyniku 24-godzinne- go moczenia w GA<sub>3</sub> (500 mg/dm<sup>3</sup>) nasion świeżych: *Linaria purpurea*, *Penstemon grandiflorus*, *Reseda lutea*, *Thalictrum chelidonii*, *Verbascum nigra* lub nasion przechowywanych: *Amaranthus caudatus*, *Bellis perennis*, *Campanula media*, *Celosia cristata*, *Digitalis purpurea*, *Gypsophilia elegans*, *Leontopodium alpinum*, *Matthiola bicornis*, *Mesembryanthemum crinifolium*, *Papaver nudicaule*, *Primula denticulata*, *Rhododendron fastigiatum*, *Salpiglossis sinuata*, *Scizanthus pinnatus*. Traktowanie tych nasion niską temperaturą i gibereliną zwiększa kiełkowanie w większym stopniu niż traktowanie jednym z tych czynników [1, 12]. W przypadku nasion, u których chłodzenie jest konieczne, dodatkowe traktowanie giberelinami zwiększa kiełkowanie w większym stopniu niż samo chłodzenie. Stwierdza się to u nasion świeżych: *Anthemis biebersteinii*, *Armeria arctica*, *Bryonia dioica*, *Carum carii*, *Chenopodium album*, *Cupressus macrocarpa*, *Gaultheria shallon*, *Liberta grandiflora*, *Mec-nopsis cambrica*, *Penstemon grandiflora*, *Polemonium caeruleum*, *Ranunculus auricomus*, *Ranunculus lingua*, *Thalictrum chelidonii*, *Verbascum nigrum* i nasion przechowywanych: *Callistephus chinensis*, *Chrysanthemum maximum*, *Cineraria cru-entus*, *Kochia scoparia trichophylla*, *Nigella damascena* [12, 1].

Gibereliny (400–800 mg/dm<sup>3</sup>) stymulują, podobnie jak światło, zdolność kiełkowania nasion małych z zarodkiem osiowym, których spoczynek jest uwarunkowany przepuszczalnością okrywy nasiennej. Dotyczy to nasion: *Alonsoa*, *Antirrhinum*, *Begonia*, *Calceolaria*, *Campanula*, *Chelone*, *Colinsia*, *Diascia*, *Digitalis*, *Gloxinia*, *Heuchera*, *Hypericum*, *Kalanchoe*, *Linaria*, *Lobelia*, *Mimulus*, *Nemesia*, *Nicotiana*, *Nierembergia*, *Penstemon*, *Petunia*, *Platycodon*, *Rehmannia*, *Salpiglossis*, *Sedum*, *Torenia*, *Verbascum* i *Veronica* [3].

Nasiona pokrywające się w czasie uwilgacania śluzem: *Alyssum*, *Arabis*, *Aubret-ta*, *Cheiranthus*, *Erysinum*, *Hesperis*, *Iberis*, *Lunaria*, *Malconia*, *Matthiola*, *Linum*, *Impatiens*, *Viola*, kiełkują również lepiej pod wpływem GA<sub>3</sub> (400–800 mg/dm<sup>3</sup>), jeżeli umożliwi się penetrację tej substancji do wnętrza, a inhibitory kiełkowania zostaną usunięte podczas moczenia w wodzie [3, 4].

Liczną grupę stanowią nasiona roślin ozdobnych, których zdrewniała okrywa owocowo-nasienna jest przepuszczalna dla wody i nieprzepuszczalna dla innych substancji, endogennych inhibitorów i gazów, co utrudnia lub wręcz uniemożliwia kiełkowanie. Nasiona takie posiadają: *Anchusa*, *Cistus*, *Clarkia*, *Cobaea*, *Collomia*, *Cynoglossum*, *Echilen*, *Echinocystis*, *Euphorbia*, *Fuchsia*, *Gaura*, *Gilia*, *Godetia*, *Helianthemum*, *Lantana*, *Limonium*, *Neonaphilla*, *Oenothera*, *Passiflora*, *Phacelia*, *Phlox*, *Plumbago*, *Polemonium*, *Scabiosa*, *Thunbergia*, *Valeriana* i *Verbena*. Kiełko-

wanie tych nasion umożliwia uszkodzenie zdrewniałej okrywy nasiennej, stratyfikacja lub naświetlanie. Dodanie GA<sub>3</sub> (400–800 mg/dm<sup>3</sup>) po uszkodzeniu okrywy nasiennej wzmacnia ich zdolność kiełkowania [3].

Moczenie w GA<sub>3</sub> (400–800 mg/dm<sup>3</sup>) stymuluje także kiełkowanie nasion licznych gatunków roślin z rodziny *Asteraceae*, których spoczynek powodują wewnętrzne warstwy okrywy otaczające zarodek [3], jak również *Nigella damascena* (10<sup>-5</sup>M GA<sub>3</sub>) [34], *Hypericum perforatum* (10 mg GA<sub>3</sub>/dm<sup>3</sup>) [10], *Impatiens balsamina*, *Lavandula angustifolia* i *Viola odorata* (100–200 mg/dm<sup>3</sup>) [35]. Moczenie w GA<sub>3</sub> (200 mg/dm<sup>3</sup>) stymulowało również kiełkowanie *Hibiscus esculentus* [33] oraz *Alstroemeria* [27]. Dodatni wpływ GA<sub>3</sub> (250 mg/dm<sup>3</sup>) na kiełkowanie stwierdzono także u nasion *Cyclamen persicum* [9]. Spoczynek nasion *Trollius ledebouri* może być także przerywany po zaaplikowaniu giberelin. W temperaturze 20°C nasiona tego gatunku kiełkują w 18% po 190 dniach, podczas gdy w obecności GA<sub>4+7</sub> w 65% po 45 dniach. W naszych doświadczeniach całodobowe moczenie w GA<sub>3</sub>, GA<sub>4+7</sub> (50–200 mg/dm<sup>3</sup>) zwiększyło dynamikę i zdolność kiełkowania nasion oraz wschody i wzrost siewek: *Matthiola incana*, *Zinnia elegans* i *Antirrhinum majus*. U *Lathyrus odoratus* gibereliny nie modyfikowały kiełkowania nasion i powodowały nadmierne wydłużanie międzywęzła siewek w początkowym okresie wzrostu, co jest zjawiskiem niekorzystnym [15, 16, 17]. GA<sub>3</sub> i GA<sub>4+7</sub> (100–200 mg/dm<sup>3</sup>) stymulują kiełkowanie nasion *Amaranthus caudatus* [36] szczególnie, jeśli znajdują się one w warunkach deficytu wodnego [22]. Deficyt wodny jest związany przynajmniej pośrednio z obniżeniem zawartości endogennych giberelin. Zastosowane inhibitory syntezy giberelin BAS 106 (3×10<sup>-7</sup>M) lub paklobutrazol hamują kiełkowanie tych nasion, co wskazuje na niezbędność endogennych giberelin w procesie kiełkowania. Inhibicję kiełkowania spowodowaną przez BAS 106 lub paklobutrazol można usunąć stosując następnie giberelinę lub etefon. Przedłużenie okresu moczenia w paklobutrazolu zmniejsza skuteczność następnego traktowania gibereliną i etefonem [24].

Skuteczność giberelin w przerywaniu spoczynku może być zwiększona poprzez dodanie do nich cytokinin, etefonu, daminozide, FC lub CN współdziałających w przerywaniu spoczynku pierwotnego i wtórnego wielu nasion [47] oraz chłodzenie nasion [44].

W przypadku *T. ledebouri* kiełkowanie zwiększa się również pod wpływem moczenia nasion w wodzie destylowanej. Ponowne moczenie w tej samej wodzie innych nasion nie sprzyja przerywaniu ich spoczynku. Wskazuje to, że w czasie pierwszego moczenia do wody zostały wymyte substancje uniemożliwiające kiełkowanie [18].

Rola kolejnej grupy hormonów – cytokinin – w przerywaniu spoczynku nasion nie jest zbadana do końca. Zawartość ich w zarodkach niektórych gatunków zwiększa się pod wpływem chłodzenia. Całodobowe moczenie nasion *Lathyrus odoratus* w kinetynie (10 mg/dm<sup>3</sup>) może zwiększyć kiełkowanie (Chojnowski nie publ.). Substancja ta (0,05M) umożliwia także kiełkowanie nasion *Lactuca sativa* zahamowane przedtem przez zasolenie oraz powoduje zwiększenie produkcji etylenu przed rozpoczęciem kiełkowania [25].

Nasiona spoczynkowe zawierają duże ilości kwasu abscysynowego (ABA), który

występuje w nich w znacznie większych ilościach niż w innych stadiach rozwojowych. Jest on ważnym czynnikiem warunkującym głębokość spoczynku pierwotnego, mimo że jego zawartość nie zawsze zwiększa się podczas indukcji spoczynku wtórnego [19]. Świadczyłoby to, że ABA nie zawsze jest podstawowym i jedynym czynnikiem powodującym spoczynek, jakkolwiek zmniejszenie jego zawartości w stosunku do zawartości pozostałych hormonów sprzyja rozpoczęciu kiełkowania. Zdarza się, że nasiona będące w stanie deficytu wodnego są bardziej wrażliwe na ten hormon, co stwierdzono u *Amaranthus caudatus* [22]. Przypuszcza się, że ABA i giberelina działając antagonistycznie kontrolują ten sam albo podobny proces prowadzący do kiełkowania [22]. Tak więc ABA może zahamować niektóre procesy zaindukowane wcześniej przez gibereliny (kiełkowanie, wzrost i kwitnienie), jak również przyspieszony przez IAA wzrost. Z kolei gibereliny będące w dużej ilości mogą częściowo powstrzymać procesy wywołane przez ABA [7] lub całkowicie je zahamować, jeżeli współdziałają z etylenem. Efekt ABA może być także przywrócony przez wysokie dawki cytokinin. Zdarza się też, że dojrzałe zarodki poddane chłodowi kiełkują mimo obecności ABA, co świadczy, że wrażliwość tkanek na ten hormon zmienia się pod wpływem różnych czynników [8].

Wpływ syntetycznych inhibitorów wzrostu na kiełkowanie nasion jest uzależniony od gatunku rośliny i rodzaju substancji. Chlorek chlorocholiny (CCC 0,01M) nie modyfikuje kiełkowania: *Ageratum*, *Alyssum*, *Amaranthus*, *Chrysanthemum*, *Papaver*, *Rhophanus*, nieznacznie opóźnia je u *Antirrhinum*, *Digitalis* i *Godetia*, ale hamuje u *Phlox*. Phosphon (0,005–0,01M) modyfikuje kiełkowanie w większym stopniu niż CCC. Niewrażliwy na niego jest *Papaver*, średnio wrażliwe: *Ageratum*, *Alyssum*, *Chrysanthemum*, *Impatiens*, i bardzo wrażliwe *Amaranthus*, *Antirrhinum*, *Digitalis*, *Godetia* i *Phlox* [28]. Nasiona *Lathyrus aphaca* moczone 6 godzin w roztworze Phosphonu w dawce 10–50 mg/dm<sup>3</sup> kiełkują lepiej, a w stężeniu 400–500 mg/dm<sup>3</sup> gorzej niż kontrolne [37]. Moczenie nasion przez 24 godziny w paklobutrazolu (50–200 mg/dm<sup>3</sup>), Sumi-7 (100–400 mg/dm<sup>3</sup>) i RSW 0411 (25–400 mg/dm<sup>3</sup>) zmniejszyło zdolność kiełkowania *Mathiola incana*, *Zinnia elegans* i *Antirrhinum majus* w większym stopniu, a *Lathyrus odoratus* w mniejszym lub wcale [15]. Inny inhibitor, hydrazyt maleinowy (MH), w stężeniu 10–100 mg/dm<sup>3</sup>, stymuluje kiełkowanie *Lathyrus aphaca*, a w 400–500 mg/dm<sup>3</sup> hamuje je [37].

Znajdujący się w nasionach etylen nie odgrywa decydującej roli w spoczynku nasion [20], jakkolwiek jest on często niezbędny do indukcji i dalszego przebiegu procesu kiełkowania nasion. Stwierdzono to u *Amaranthus caudatus* [23], *Arabidopsis thaliana* [48], *Chenopodium album* i *Amaranthus retroflexus* [19]. Stymuluje on dwa ważne procesy podczas kiełkowania nasion *Amaranthus retroflexus*: rozrastanie się zarodka prowadzące do rozpadu okrywy nasiennej oraz penetrację korzonka zarodkowego przez bardziej elastyczne bielmo. Etylen (0,02 cm<sup>3</sup>/m<sup>3</sup>) aplikowany w chwili rozrastania się zarodka stymuluje wzrost korzonka w bielmie. Użyty w stężeniu 0,5–50 cm<sup>3</sup>/m<sup>3</sup> w pierwszym dniu imbibicji również przyspiesza wzrost zarodka i rozpad okrywy nasiennej. Wynika z tego, że hamujący wpływ stresu na kiełkowanie może być zmniejszony przez egzogenny etylen [38]. Według Kępczyńskiego [22] etylen uwolniony w tkankach pod wpływem etefonu albo powstały z ACC będącego jego prekursorem może odwrócić, podobnie jak giberelina, inhibicję kiełkowania



nasion *Amaranthus caudatus* wywołaną przez inhibitor syntezy giberelin – BAS 106. To wskazywałoby na to, że giberelina i etylen wpływają podobnie na te same procesy związane z kiełkowaniem lub że wpływ egzogennej i endogennej gibereliny na kiełkowanie *Amaranthus caudatus* ma miejsce za pośrednictwem endogennego etylenu. Stymulację kiełkowania i podwyższenie produkcji etylenu pod wpływem gibereliny obserwowano również w nasionach orzecha ziemnego [21]. Zapotrzebowanie na etylen nasion kiełkujących w warunkach optymalnych jest niewielkie [22]. Nasiona znajdujące się w warunkach deficytu wodnego są bardziej wrażliwe na ten hormon niż kiełkujące w warunkach normalnych [23].

## LITERATURA

- [1] Abdalla S. T., McKelvie A. D.: Seed Sci. Technol. 8. 139–144, 1980.
- [2] Alpi A., Lorenzi R., Cionini P. G., Bennici A., D' Amato F.: Planta 147. 225–228, 1979.
- [3] Atwater B. R., Vivrette N. J.: 1987. Acta Horticulturae 202. 57–68, 1987.
- [4] Ballard L. A. T.: USDA Seed Quality Research Symposium. ISTA Congres 1971 284–303, 1973.
- [5] Bewley J. D., Black M.: Seeds. Physiology of development and germination Plenum Press. New York and London, 1985.
- [6] Burrows W. J., Carr D. J.: Physiologia Plantarum 23. 1064–1070, 1970.
- [7] Chrispeels M. J., Varner J. E.: Nature 212. 1066–1067, 1966.
- [8] Come D., Thevenot C. w, Khan A. A.: The physiology and biochemistry of seed development, dormancy and germination. 271–298, North – Holland Publishing Company. Amsterdam, New York, Oxford, 1982.
- [9] Corbineau F., Neveur N., Come D.: Acta Horticulturae 253. 280–281, 1989.
- [10] Cseresnyes Z., Baleanu M.: Analele Institutului de Certetari pentru Cereale si Plante Technice – Fundulea 1978. 43. 111–116, 1978.
- [11] Durley R. C., Sassa T., Pharis R. P.: Plant Physiology 64. 214–219, 1979.
- [12] Elson Mr. G. W.: The gibberellins. ICI, 1984.
- [13] Fredericq H., Rethy R., Van Onckelen H., De Greef J.A.: Physiol. Plant. 57. 402–406, 1983.
- [14] Gray D., Thomas T. H. w: Khan A. A.: The physiology and biochemistry of seed development, dormancy and germination: 81–110, North – Holland Publishing Company. Amsterdam, New York, Oxford, 1982
- [15] Grzesik M.: Acta Horticulturae 251. 71–74, 1989.
- [16] Grzesik M.: Gartenbauwissenschaft (w druku), 1991.
- [17] Grzesik M., Chojnowski M.: Seed Sci. and Technol. (w druku), 1991.
- [18] Hopher A., Roberts J. A.: Planta 166. 314–320, 1985.
- [19] Karssen C. M.: Physiol. Plant. 36. 264–270, 1976.
- [20] Ketring D. L. w., A. A. Khan: The physiology and biochemistry of seed development, dormancy and germination: 157–178. North-Holland Publishing Company. Amsterdam, New York, Oxford 1977.
- [21] Ketring D. L., Morgan P. W.: Plant Physiol. 50. 382–387, 1972.
- [22] Kępczyński J.: Praca habilitacyjna. Instytut Sadownictwa i Kwiaciarnictwa w Skierniewicach, 1985.
- [23] Kępczyński J., Karssen C. M.: Physiol. Plant. 63. 49–52, 1985.

- [24] Kępczyński J., Kępczyńska E., Knypl J. S.: 1988 *Journal of Plant Growth Regulation* 7 (1). 59–66.
- [25] Khan A. A., Huang X. L.: *Plant Physiology* 87 (4). 847–852, 1988.
- [26] Khan A. A., Samimy C. w., A. A. Khan: *The physiology and biochemistry of seed development, dormancy and germination*. 203–241, North – Holland Publishing Company. Amsterdam, New York, Oxford 1982.
- [27] King J. J., Bridgen M. P.: *HortScience* 25 (12). 1607–1609, 1990.
- [28] Knypl J. S.: *Uniwersytet Łódzki*, 1970.
- [29] MacMillan J., Takahashi N.: *Nature* 217. 170–171, 1968.
- [30] Murray G. E., Sanderson K. C., Williams J. C.: *HortScience* 21 (1). 120–122, 1986.
- [31] Naamni F., Rabinowitch H. D., Kedar N.: *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 105. 164–167, 1980.
- [32] Nishinari N., Syono K.: *Plant Physiology* 65. 437–441, 1980.
- [33] Omran A. F., El-Bakry A. M., Gawish R. A.: *Seed. Sci. Technol.* 8. 161–168, 1980.
- [34] Ray S. D., Biswas A. K.: *Experimental Genetics* 2. (1–2). 60–65, 1986
- [35] Renard M. A., Clerc P.: *Seed Science and Technology* 6. (3). 661–677, 1978.
- [36] Rudnicki R. M., Dziecioł J.: *Bull. Acad. Polon. Sci.* 19. 292–295, 1971.
- [37] Sachai R., Kaur G., Roy P. S.: *Indian Journal of Ecology*. 4. (1). 55–59, 1977.
- [38] Schonbeck M. W., Egley G. H.: *Plant Cell and Environment* 11 (3). 189–197, 1988.
- [39] Shedeed M. R., El-Gammasy K. M., Hashim M. E., Almulla A. M. N.: *Annals of Agricultural Science. Ain Shams University*. 31. (1). 691–705, 1986.
- [40] Shedeed M. R., El-Gammasy K. M., Hashim M. E., Almulla A. M. N.: *Annals of Agricultural Science. Ain Shams University*. 31. (1). 677–689, 1986.
- [41] Short K. C., Torrey J. G.: *J. Exp. Bot.* 23. 1099–1105, 1972.
- [42] Sponsel V. M., MacMillan J.: *Progress No 9. Planta* 135. 129–136, 1977.
- [43] Summons R. E., Entsch B., Letham D. S., Gollnow B. T., MacLeod J. K.: *Planta* 147. 422–434, 1980.
- [44] Taylorson R. B., Hendricks S. B.: *Planta* 132. 65–70, 1976.
- [45] Thomas T. H., Biddington N. L., Palevitch D.: *Acta Horticulture* 83: 235–243, 1978.
- [46] Thomas T. H., Biddington N. L., O Toole D. F.: *Physiologia Plantarum* 45. 492–496, 1979.
- [47] Thomas T. H., Palevitch D., Biddington L., Austin R. B.: *Physiologia Plantarum* 35. 101–106, 1975.
- [48] Zagórski S., Kępczyński J., Karssen C. M.: *Abstracts 12th Int. Conf. on Plant Growth Substances. Heilderberg*, 108, 1985.