DOKTORI (PhD) ÉRTEKEZÉS TÉZISEI

A PROTOKLOROFILLID FORMÁK SZERKEZETE, *IN VIVO* ÉS *IN VITRO* EGYMÁSBA ALAKULÁSÁNAK LEHETŐSÉGEI ÉS HULLÁMHOSSZFÜGGŐ FOTOKÉMIAI REAKCIÓI

Kósa Annamária

Témavezető: Dr. Böddi Béla
tanszékvezető egyetemi tanár
az MTA doktora

ELTE Biológia Doktori Iskola
Vezetője: Dr. Erdei Anna
Kísérletes Növénybiológia Doktori Program
Programvezető: Dr. Szigeti Zoltán

ELTE Növényszervezettani Tanszék
Budapest
2010

Bevezetés

A klorofillok (kl-ok) alapvető szerepet játszanak a fényenergia kémiai energiává történő átalakításában a fotoautotróf szervezetekben. Az élő szervezetekben a kl-ok pigment-protein komplexeket alkotnak, amelyek a kloroplasztiszokban fotokémiai rendszerekben lokalizáltak. A fotoszintézis fotokémiai reakcióihoz kapcsoltan a kl-ok egy része irreverzibilisen fotooxidálódik/degradálódik, ezért a növények anyagcseréje szempontjából alapvetően fontos, hogy a kl bioszintézise pótolja a lebomló molekulákat. A kl bioszintézis kulcslépése a NADPH: protoklorofillid oxidoreduktáz enzim (POR) által katalizált protoklorofillid (pklid)- klorofillid (klid) átalakulás. Ez a redukciós lépés zárvatermő növényekben csak fény hatására megy végbe, ezért a sötétben nevelt csíranövényekben pklid halmozódik fel, kloroplasztiszok helyett pedig etioplasztiszok fejlődnek. Az etioplasztiszok belső membránrendszere szabályos szerkezetű prolamelláris testekből (PLT-ekből) és kevésbé rendezett protilakoidokból (PT-okból) áll. A POR részt vesz a PLT-ek kialakításában.

A POR enzim egységei az enzimfehérje, NADPH és pklid hármas komplexei. Ezek az egységek különböző aggregátumokat képezhetnek, amelyek jól vizsgálhatók spektroszkópiai módszerekkel. Sok eredményt találhatunk az irodalomban az oligomer aggregátumokról. Például, közismert tény, hogy a POR aktív központjában kötött pklid molekulák klid-dé redukálódnak ms-os időskálán történő megvilágítás hatására. Ugyanakkor több nyitott kérdés van ezekkel a komplexekkel kapcsolatban: például a természetben létező pklid formák száma, az egyes formák aggregációs állapota és annak szabályozó tényezői. Csak elméletek léteznek azoknak a formáknak a szerkezetéről és fotoaktivitásáról, amelyben monomer állapotú pklid van.

Munkánk során etiolált szárakban és levelekben *in vivo* és *in vitro* vizsgáltuk a pklid komplexek fotokémiai aktivitását, egymásba történő átalakulásuk lehetőségeit, és a nevelési körülmények hatását a különböző komplexek arányaira.

Anyagok és módszerek

Növényi anyagok

Kísérleteink többségében sötétben, vízkultúrában nevelt 5 – 21 napos (5 - 35 cm hosszú) borsó (*Pisum sativum* L. cv. Zsuzsi) csíranövények epikotiljának középső 2-3 cm-es szegmensét vizsgáltuk. Etiolált levelek pklid komplexeinek fotoaktivitását 8 - 14 napos búza (*Triticum aestivum* L. cv GK Öthalom) leveleken, 8-10 napos etiolált borsó csíranövények levelein és Böddi et al. (1989) publikációban közölt módszernek megfelelően izolált

etioplasztisz belső membrán preparátumokon tanulmányoztuk. A növényeket teljes sötétben, szobahőmérsékleten neveltük.

Exogén citokinin és nitrogénhiány szárakra történő hatásának vizsgálatára embrióból indított borsó hajtástenyészetet alkalmaztunk. Murashige-Skoog táptalajt használtunk (Murashige and Skoog 1962), amelyhez a következő hormonokat adtuk: Benzil-amino purin (1.0 vagy 0.3 mg/l), Indolvajsav (0.1 mg/l) és Naftilecetsav (0.1 mg/l).

Homogenátum készítése

Borsó epikotil (esetenként levél) darabokat 50% (v/v) glicerint és/vagy 50% (m/v) szacharózt tartalmazó 0.05 M Na_2HPO_4 – KH_2PO_4 pufferben (pH 7.2) homogenizáltunk el a következő arányban: 30 g növényi szövet, 1 cm^3 proteáz inhibitor koktél (Sigma – Aldrich P9599) 100 cm^3 végtérfogatban. A homogenátumokat legtöbbször 4 napig, -14 °C-on, sötétben tároltuk.

ROS kimutatás specifikus jelölő festékekkel

A hidrogén-peroxid felhalmozódását diaminobenzidin (DAB) segítségével mutattuk ki (Malmgren and Olson 1977), a szuperoxid aniont pedig nitroblue tetrazolium (NBT) festéssel (Beyer and Fridovich 1987).

Pigmentkivonás

Általában 80% (v/v)-os acetonban történt, homogenátumok esetén dietil-éterben, majd fluoreszcencia spektrumok mérésével határoztuk meg a pigmentek relatív mennyiségét, arányait. Kvantitatív számításokat Brouers and Michel-Wolwertz (1983) módszerei alapján végeztünk, kalibrációs görbe használatával.

Megvilágítás

Fehér, folytonos fénnyel történő megvilágításokhoz wolframizzót, felvillanásos megvilágításokhoz Chinon-8000 (Yokohama, Japán) fényképészeti vakut (energia kibocsátása 160 J/ 0.002 s volt) használtunk.

Rövid hullámhosszú monokromatikus megvilágításokhoz He–Ne lézert (S101 Globios MOM, Budapest) használtunk, ami 632.8 nm-es hullámhosszú fénnyel világított.

Hosszú hullámhosszú monokromatikus megvilágításoknál lézer diódát (kwb Art. Nr. 0645-00, Stuhr, Németország) alkalmaztunk, amely 654 nm-es fényt bocsátott ki.

A fényintenzitást minden fényforrás esetén neutrális szűrőkkel csökkentettük.

Fluoreszcencia spektroszkópia

A fluoreszcencia emissziós spektrumokat az 580-780 nm-es tartományban Jobin Yvon – Horiba Fluoromax 3 (Párizs, Franciaország) típusú spektrofluoriméterrel mértük. Az emissziós spektrumok mérésének ideje alatt a minták többségükben folyékony nitrogénben

voltak. A gerjesztő fény hullámhossza legtöbbször 440 nm volt. Mintánként 3 – 10 spektrum átlagát számoltattuk automatikusan a műszerrel. A méréseket 2 – 20 különböző növényből vett mintán ismételtük meg.

Számítógépes spektrumanalízis

A spektrumokat SPSERV V.3.11 programmal (Bagyinka Csaba, MTA SZBK Biofizikai Intézet) dolgoztuk fel, különbségi spektrum-számítást és Gauss komponensekre való bontást végeztünk. A háromdimenziós és topológiai leképezések SURFER Version 5.02 (Golden Software, Inc.) programmal készültek.

Elektronmikroszkópia

Az elektronmikroszkópos vizsgálatokhoz a mintákat glutáraldehidben (2%, 3 óra) és ozmium-teroxidban (1%, 2 óra) fixáltuk, 70 mM foszfát puffert (pH 7.2) alkalmazva. A homogenátumok estében a glutáraldehides fixálás után a mintákat lecentrifugáltuk (5 perc, 16 000 g), a keletkezett csapadék feloldásakor agar oldattal elkevertük, majd a megszilárduló agart kis darabokra vágtuk. Ezután kerültek csak a minták az ozmium-tetroxidba. A további lépések Ryberg and Sundqvist (1982) publikációban leírtak szerint végeztük A metszeteket Hitachi 7100 transzmissziós elektronmikroszkóppal (Hitachi Corp., Tokyo, Japán) vizsgáltuk (75 kV gyorsítófeszültséget alkalmazva).

Eredmények és következtetések

E munka célja a pklid formák spektrális tulajdonságainak és élettani szerepének a vizsgálata volt. Emellett a formák molekuláris felépítéséről is információt akartunk kapni. Etiolált borsó és búza növények 77 K fluoreszcencia spektrumának analízisével három rövid hullámhosszú pklid forma különíthető el, amelyek fluoreszcencia emissziós maximumai 629 (P629) és 636 nm-nél (P636) vannak borsó epikotilban és 633 nm-nél (P633) búza levélben. E formák mellett 644 (P644) és 655-657 nm-nél emittáló (P655), hosszú hullámhosszú formák is jelen voltak mindkét tesztnövényünkben.

1. A pklid formák arányainak változatossága borsó epikotilban

A borsó epikotilokkal végzett kísérletek visszatérő problémája a pklid formák relatív mennyiségének, és emiatt a 77 K fluoreszcencia emissziós spektrumoknak a nagyfokú variabilitása. Az átlagspektrumok számítása elfedi a biológiai variabilitást, ami pedig értékes információt adhat a mintáról. E jelenség tanulmányozására az adatpontoknak az átlagértéküktől való átlagos abszolút eltérését (Microsoft Excel AVEDEV függvény) számítottuk ki 100 fluoreszcencia spektrum minden egyes adatpontjára. A variabilitás az epikotilok középső szegmensében a legnagyobb, és a legváltozatosabb a P636 volt. Ez a viariabilitás a csíranövények korával csökkent.

Ezek az eredmények azt mutatják, hogy a növényi minták biológiai változatosságát figyelembe kell venni, és az átlagértékek egyedüli megadása nem minden esetben kielégítő.

2. A rövid hullámhosszú formák jellemzése

2a. A 636 nm-nél emittáló pklid forma fotokémiai aktivitása

Sötétben nevelt borsó csíranövények 77 K gerjesztési spektrumának analízise azt mutatta, hogy a P636 abszorpciós (gerjesztési) maximuma 632.5 nm-nél van. Ez lehetőséget adott arra, hogy e forma fotoaktivitását szelektíven, a 632.8 nm-es He-Ne lézer fénnyel vizsgáljuk. Különböző megvilágításokkal, amelyekben a megvilágítás hosszát 100 ms és 10 perc között, a minta hőmérsékletét pedig szobahőmérséklet és -15 °C között változtattuk, megfigyeltük e forma közvetlen átalakulását egy 676 nm-nél emittáló klid (C676) formává.

A 632.8 nm-es He-Ne lézer fény közvetlenül át tudja alakítani a P636-ot. Ez azt bizonyítja, hogy e pklid forma legalább egy része a POR-fehérje, NADPH és pklid hármas komplexe, amelyben a pklid az enzim aktív központjában kötött.

2b. A P633 fotokémiai aktivitása etiolált levelekben és PLT, illetve PT preparátumokban

A 633 nm-es pklid közvetlen szerepe a kl bioszintézisben egy többször publikált hipotézis a zöldülést tanulmányozó szakirodalomban. A 632.8 nm-es lézerfénnyel szelektíven tudtuk ezt a formát gerjeszteni. Flash-megvilágítás a levelekben C676 felhalmozást eredményezett, ami bizonyíthatná a P633 közvetlen fotoredukcióját. Ugyanakkor hasonló eredményeket kaptunk 654 nm-es lézerfénnyel történő megvilágítással, ha flash-megvilágítást, vagy ha nagyon kis PFD (foton flux denzitás) értékűt hosszabb ideig alkalmaztunk. A kérdés tanulmányozására megvilágítási kombinációkat alkalmaztunk membrán-preparátumokon. 632.8, 654 vagy 632.8+654 nm-es megvilágításokat hajtottunk végre azonos PFD értékekkel, és a pigmenteket azonnal kivontuk a mintákból. A pklid és a klid arányai a fototranszformáció sikerességét mutatták. A kísérletsorozatban a legmagasabb értéket a 654 nm-es fénynél kaptuk, a 632.8 nm-es fény kisebb mértékű fototranszformációt okozott, és erősítési effektust sem kaptunk a két fény együttes alkalmazásakor. A 632.8 nm-es fény hatása energiamigrációval is magyarázható.

Kísérletesen nem tudtuk igazolni a P633 közvetlen fototranszformációját.

2c. A 628-629 nm-es pklid forma szerkezete és élettani szerepe

Nem tudtuk megfigyelni e forma közvetlen fototranszformációját egyik kísérletünkben sem, feltűnő volt azonban, hogy könnyen kifehéredik (bleaching). Ha viszont nagyon alacsony PFD értékű megvilágítást alkalmaztunk, a 628-629 nm-es sáv lassan, néhány óra alatt eltűnt, és párhuzamosan kl és/vagy klid keletkezett. Nagy PFD értékeknél viszont sikerült kimutatnunk, hogy ez a forma fotooxidációs reakciókat vált ki. A korábban kimutatott II.

típusú fotokémiai reakció mellett ebben a munkában I. típusúakat is kimutattunk, konkrétan hidrogén-peroxid és szuperoxid keletkezését figyeltük meg.

Kísérleteink azokat az elméleteket támasztják alá, amelyekben azt állítják, hogy a 628-629 nm-es pklid forma nem a POR-fehérjéhez kötött kromofór. Raktárként szolgálhat, ami regenerálhatja a fotoranszformációban átalakult pklidet más komplexekben. Másik szerepe lehet, hogy szenzitizálja az I. és II. típusú fotokémiai reakciókat.

3. A 644 és 655 nm-nél emittáló pklid formák jellemzése

3.a. AP644 és P655 szerkezete

Bár az epikotilok fluoreszcencia emissziós spektrumában a rövid hullámhosszú sávok voltak dominánsak, glicerines-szacharózos közegben eldörzsölt epikotilok homogenátumának spektrumában meg lehetett növelni a 655 nm-es emissziós sáv amplitúdóját, ha a mintát -14 °C-on inkubáltuk és/vagy több periódusban fagyasztás-felmelegítés (77K – 293 K) kezelésnek vetettük alá. A 655 nm-es sáv megnövekedésével párhuzamosan csökkent a 636 nm-es sáv intenzitása, ami azt igazolta, hogy a P636 aggregálódott P655-té. Párhuzamosan a P644 akkumulációja is végbement. A kialakult P644 és P655 teljes flash-fotoaktivitást mutatott.

Az a tény, hogy a P644 és P655 aggregáltatható vagy regeneráltatható a P636-ból, alátámasztja azt a teóriát, hogy a P644 és P655 dimer, illetve oligomer komplex. Ugyanakkor, ezek a kísérletek a P636 monomer hármas komplex természetét is alátámasztják, azaz a P636 tekinthető a hosszú hullámhosszú formák monomer egységének.

3.b. Rekonstitúció dezaggregáció után

A P655 rekonstitúcióját figyeltük meg a következő kísérletben: Epikotil darabokat fagyasztás-felmelegítési periódusokkal kezeltünk (77 K – 293 K). Ezzel a P644 és P655 mennyiségét csökkentettük. Ezután a kezelt epikotilból homogenátumot készítettünk a fentiekben leírt glicerin és szacharóz tartalmú pufferben. A homogenátumban újra megjelent a 644 és 655 nm-es sáv; arányuk a kiindulási értéket mutatta. Flash-megvilágítás hatására végbement e formák teljes átalakulása.

Ezek az eredmények is bizonyítják a P644 és P655 aggregált szerkezetét.

3.c. A P655 regenerációja teljes kifehéredés után (Ezeknek a kísérleteknek csak a jelen tézisek közé illeszkedő részével foglalkozom, a többi egy másik disszertáció fő témája lesz.)

Etiolált borsó epikotilokban nagy intenzitású fehér fénnyel szinte az összes pigment kifehéríthető. Ha ezután szobahőmérsékleten sötétbe tesszük a mintákat 4 órára, az elsőként regenerálódó komplex a P655, a rövid hullámhosszú komplexek regenerációjához 18-20 óra

kell. Érdekes módon, a bleachelt mintában megmarad a POR mennyiségének 50%-a, majd a sötét regeneráció végére eléri az etiolált állapotnak megfelelő szintet.

Eredményeink alapján a POR megvilágítás után, sőt pigment nélkül is stabil marad borsó etioplasztisz belső membránokban. Ráadásul, a natív aggregált szerkezete is megmarad. Így az újonnan szintetizálódó pklid molekulák beépülhetnek az oligomer POR komplexe „üres" kötőhelyeire.

3.d. A P655 fototranszformációja kis intenzitású megvilágítás hatására

A pklid-klid fototranszformációs sémák alapján a pklid oligomerek flash megvilágítás hatására oligomer klid komplexekké alakulnak, melyek a perces időskálán végbemenő Shibata-shift alatt dezaggregálódnak. Lézer megvilágítással azonban sikerült 676 nm-es klid-et vagy kl-a-t felhalmozni kis intenzitású fénnyel, függetlenül attól, hogy 632.8 vagy 654 nm-es lézert használtunk. A fluoreszcencia emissziós spektrumok vizsgálata alapján a P655 alakult át.

Eredményeink alapján feltételezzük, hogy gyenge fényen csak a PLT-ek felületén lokalizálódó POR komplexek alakulnak át, a fototranszformáció után rögtön szétesik a komplex, így a monomer klid (kl-a) „kiesik" belőle. Nem kizárható, hogy a monomer klid gyorsan észteresítődik és kl-a keletkezik.

4. A monomer és oligomer pklid komplexek arányait befolyásoló tényezők *in vitro* és *in vivo*

4.a Az ATP hatása a P655 *in vitro* kialakulására

Etiolált levelek homogenátumában leírták az ATP stimuláló hatását a 650 nm-nél abszorbeáló (megfeleltethető a P655-657-nek) komplex keletkezésére. Az irodalomban van egy olyan hipotézis, hogy a POR aktivitása ATP-függő, ennek megfeleően a POR-on speciális ATP-kötőhelyek létét is feltételezik. Az ATP hatásának vizsgálatára az epikotil homogenátumokhoz 1.5 mM koncentrációban adtunk ATP-t. Ennek következtében a 655 nm-es sáv relatív aránya nőtt a spektrumban, a 636 nm-es sáv relatív csökkenésével párhuzamosan; flash megvilágítás hatására pedig eltűnt.

Tehát az ATP stimulálja a POR hármas komplexek aggregációját, ami flash-fotoaktív P655 kialakuláshoz vezet.

4b. Citokininek hatása a 655 nm-es pklid komplex keletkezésére

Leírták a citokinin stimuláló hatását a POR és pklid mennyiségére, illetve a PLT kialakulására bizonyos növényfajok esetében. Exogén citokinin hatásának vizsgálatára etiolált hajtástenyészeteket neveltünk egy citokinin analógot (benzil-amino purin) különböző koncentrációban tartalmazó táptalajokon. A tenyészetek indításakor a sziklevelek nagy részét

eltávolítottuk a borsó embrióból, hogy előbb érvényesülhessen a táptalaj összetételének hatása. A szárakat tanulmányozva megfigyeltük a P655 mennyiségének növekedését. Nagyobb koncentrációjú (1 mg/l) citokinin hatására az etiolált borsó szárak spektruma és PLT szerkezete inkább egy etiolált borsó levélére hasonlított, mint egy epikotiléra.

Tehát az exogén benzil-aminopurin serkenti a P655 és a PLT-ek kialakulását.

4c. A táptalajból felvehető nitrogénmennyiség hatása a P655 kialakulásra

Jól ismert, hogy a nitrogén nélkülözhetetlen a növények számára. Kevés nitrogént tartalmazó közegen nem fejlődnek ki rendezett PLT szerkezettel rendelkező etioplasztiszok.

Kísérleteinkben az elérhető nitrogénmennyiség növekedésével párhuzamosan viszont kialakultak, miközben a pklid mennyisége és a P655 aránya is nőtt.

Hivatkozások

Böddi B, Lindsten A, Ryberg M, Sundqvist C (1989) On the aggregational states of protochlorophyllide and its protein complexes in wheat etioplasts. Physiol Plant 76: 135-143

Murashige T and Skoog F (1962) A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. Physiol Plant 155: 473-497

Malmgren L, Olsson Y (1977) A sensitive histochemical method for light-and electron-microscopic demonstration of horseradish peroxidase. J Histochem Cytochem 25: 1280-1283

Beyer WF, Fridovich I (1987) Assaying for superoxide dismutase activity: some large consequences of minor changes in conditions. Anal Biochem 161: 559-566

Brouers M and Michel-Wolwertz MR (1983) Estimation of protochlorophyll(ide) contents in plant extracts; re-evaluation of the molar absorption coefficient of protochlorophyll(ide). Photosynth Res 4: 265-270

Ryberg M and Sundqvist C (1982) Spectral forms of protochlorophyllide in prolamellar bodies and prothylakoids fractioned from wheat etioplasts. Physiol Plant 56: 133-138

A tézisek alapjául szolgáló közlemények

***A. Referált folyóiratban megjelent cikkek*:**

1., A. Kósa, Zs. Márton and B. Böddi (2005) Fast phototransformation of the 636 nm emitting protochlorophyllide form in epicotyls of dark-grown pea (Pisum sativum L.) Physiol Plant 124: 132-142

2., A. Kósa, Zs. Márton, K. Solymosi, K. Bóka and B. Böddi (2006) Aggregation of the 636 nm emitting monomeric protochlorophyllide form into flash-photoactive, oligomeric 644 and 655 nm emitting forms in vitro Biochim Biophys Acta Bioenergetics 1757: 811–820

3., A. Szenzenstein, A. Kósa and B. Böddi (2008) Biological variability in the ratios of protochlorophyllide forms in leaves and epicotyls of dark-grown pea (Pisum sativum L.)

seedlings (A statistical method to resolve complex spectra) J Photochem Photobiol B: Biol 90: 88-94

4., A. Szenzenstein, A. Kósa, K. Solymosi, É. Sárvári and B. Böddi (2010) Preferential regeneration of the NADPH: protochlorophyllide oxidoreductase oligomer complexes in pea epicotyls after bleaching Physiol Plant 138: 102-112

5., É. Hideg, B Vitányi, A. Kósa, K. Solymosi, K. Bóka, S. Won, Y. Inoue, R.W. Ridge and B. Böddi (2010) Reactive oxygen species from type-I photosensitized reactions contribute to the light-induced wilting of dark-grown pea (*Pisum sativum*) epicotyls Physiol Plant 138: 485-492

B. Cikkek konferencia közleményekben:

1., A. Kósa and B. Böddi (2005) Dynamic interconversion and phototransformation processes of protochlorophyllide complexes during greening. Acta Biologica Szegediensis 49, 219-220 (Poszter) VIII. Magyar Növényélettani Kongresszus és VI. Magyarországi Fotoszintézis Konferencia, Szeged

2., Kósa A., Preininger É. és Böddi B. (2006) Különböző mértékű nitrogénhiány hatása szervtenyészetben fejlődött borsó (*Pisum sativum* L.) szárak etioplasztiszainak fejlődésére Kiadvány 84-88. oldal, szerkesztő: Mihalik Erzsébet (Poszter) XII. Magyar Növényanatómiai Szimpózium Sárkány Sándor emlékére, Budapest

C. Konferencia összefoglalók:

1., B. Böddi, K. Solymosi, A. Kósa, A. Szenzenstein, B. Vitányi and É. Hideg (2007) The occurrence of native monomer protochlorophyllide forms and their physiological roles Photosynthesis Research 91, 207

2., A. Kósa, Zs. Márton and B. Böddi (2003) Aggregation of NADPH:protochlorophyllide oxidoreductase (POR) subunits gives protection against photooxidation damage. Photosynthesis in a changing world (Photochange) Kolymbari, Crete, Greece, Poster: p 88. and oral presentation

3., Márton Zs., Kósa A. és Böddi B. (2003) A fotokémiai aktivitás növekedése a POR alegységek makrodoménné való szerveződése következtében: P636 – P655 átalakulás *in vitro*. V. Magyarországi Fotoszintézis Konferencia, Noszvaj, Poszter: p 6.

4., B. Böddi and A. Kósa (2004) Flash-phototransformation of the 636 nm emitting protochlorophyllide form in dark-grown pea (*Pisum sativum* L.) epicotyls. 13th International Congress of Photosynthesis, Montreal, Canada, Poster 643: p 219.

5., Kósa A. (2005) A monomer protoklorofillid formák szerepe a zöldülésben. Natív szerkezet, aggregáció és fotokémiai aktivitás vizsgálata *in vivo* és *in vitro.* Előadás a Magyar Növényélettani Társaság közgyűlésén

6., Kósa A. és Böddi B. (2005) A protoklorofillid monomerek szerkezete, fotoaktivitása és aggregációja in vivo és in vitro. A Magyar Biofizikai Társaság XXII. Kongresszusa, Debrecen, Előadás, A protoklorofillid fotoredukciójának új útvonala: A monomer NADPH:protoklorofillid oxidoreduktáz enzimkomplex flash-fotoaktivitása. A Magyar Biofizikai Társaság XXII. Kongresszusa, Debrecen, Poszter p82.

7., A. Szenzenstein, A. Kósa and B. Böddi (2007) Statistical method to resolve fluorescence emission spectra measured from dark-grown pea seedlings Regional Biophysics Conference, Balatonfüred, Poster p. 116

8., A. Kósa and B. Böddi (2007) Phototransformation of protochlorophyllide forms under selective laser light illumination Regional Biophysics Conference, Balatonfüred, Poster p. 121

9., B. Böddi, K. Solymosi, A. Kósa, A. Szenzenstein and É. Hideg (2007) Native complexes of NADPH:protochlorophyllide oxidoreductase and their photo-activities 7th International Conference on tetrapyrrole Photoreceptors in Photosynthetic Organisms, Kyoto, Japan, 2007 Poster p. 25

10., K. Solymosi, K. Bóka, Z. Kristóf, B. Vitányi, A. Kósa, A. Szenzenstein, A. Skribanek, É. Hideg, B. Böddi (2009) Self-assembly of NADPH:protochlorophyllide oxidoreductase macrodomains in vivo and in vitro European Biophysics Congress (EBSA), Genoa, Poster

11., B. Vitányi, A. Kósa, K. Solymosi, B. Böddi (2010) Mi rejtőzik a felszín alatt?/ What's hidden under the surface? Etioplasztiszok kialakulása természetes körülmények között/ Etioplast development under natural condition. Magyar Mikroszkópos Konferencia, Siófok, Előadás (B. Vitányi)

12., B. Böddi, K. Solymosi, A. Kósa, B. Vitányi, É. Hideg (2010) Chlorophylls and their precursors in food plants. Proceedings of the 6th International Congress on Pigments in Food; Chemical, Biological and Technological Aspects, Budapest, Hungary, ISBN 978-963-9970-04-5 Plenary lecture (Böddi Béla), p. 42