

BAZYLI CZECZUGA

BADANIA BARWNIKÓW FIKOBILIPROTEINOWYCH U GLONÓW

Część I

I

Do barwników fotosyntetycznie czynnych najbardziej szeroko rozpowszechnionych u przedstawicieli różnych typów glonów należą chlorofile, karotenoidy oraz fikobiliproteiny. Jeśli chodzi o chlorofile to dotychczas ustalono obecność u glonów takich jak: chlorofil a (przedstawiciele wszystkich typów glonów), chlorofil b (zielenice), chlorofil c (brunatnice, okrzemki), chlorofil d (krasnorosty) oraz chlorofil e (różnowiciowce) [34, 61]. Co zaś się tyczy karotenoidów to u różnych gatunków glonów dotychczas wykazano obecność takich karotenoidów jak: α -karoten, β -karoten, γ -karoten, ε -karoten, ϕ -karoten, likopen oraz ponad 50 ksantofili jako form utlenionych wyżej wymienionych karotenów [27-30, 32-35, 61, 94]. Osobną grupą barwników aktywnych w procesie fotosyntezy, występujących co prawda nie u wszystkich glonów, są barwniki fikobiliproteinowe. Barwniki te stwierdzono dotychczas u sinic (*Cyanophyta*), krasnorostów (*Rhodophyta*) oraz u glonów kryptomonadowych (*Cryptophyceae* *).

II

Uważa się, że badaczem, który pierwszy zwrócił uwagę na fikobiliproteiny był Esenbeck [37], albowiem obserwował on barwną substancję uwalniającą się podczas autolizy komórek sinicy *Oscillatoria* sp.

Autor ten sugerował ponadto białkowy charakter tej substancji, zaś obecnie wiemy, że Esenbeck miał do czynienia z fikocyjaniną, która stosunkowo szeroko jest rozpowszechniona wśród sinic. Następnie, również w wieku ubiegłym, Sorby [132] wymienia inne gatunki sinic, u których stwierdzono ten barwnik. Dalszym krokiem w badaniach fikobiliproteinów były prace Lemberga i współpracowników [90-92], w których autorzy podają strukturę fikobiliproteinów zwracając

* Systematykę glonów podaję wg Starmacha [135].

uwagę między innymi na fakt, że grupę prostetyczną tych kompleksów białkowych stanowią barwniki fikobilinowe. Inne dane o chemizmie barwników fikobiliproteinowych znajdujemy w przeglądach monograficznych poświęconych temu zagadnieniu [64-66, 128]. Zaś Niwton [107] analizując barwniki krasnorostu *Ceramium rubrum* wykazał obecność fikoerytryny u tego glonu podając jednocześnie szereg danych chemicznych tego barwnika. Co zaś się tyczy występowania poznanych barwników fikobiliproteinowych u różnych gatunków glonów należących do sinic, krasnorostów i kryptomonad, to znajdujemy te dane w pracach Haxo et al. [77], Haxo [78], Hirose et al. [79], O'hEocha [115], Sirenko [130] Chapman [25], Gantt [50] oraz Sudina et al. [136]. Natomiast izolowaniem poszczególnych barwników fikobiliproteinowych z glonów zajmował się między innymi Fujita i Hattori [41-46]. Ponadto metody izolowania poszczególnych fikobiliproteinów oraz ich maksima absorpcji w różnych rozpuszczalnikach znaleźć można również w pracach Eriksson-Quensel [36], Hattori, Fujita [71, 72, 73], Hattori [74, 75]; O'Carra [108-112], O'hEocha [114-115], O'hEocha et al. [116-119], Hirose et al. [79], oraz Glazer et al. [58, 59]. Szczególnie duży wkład wnieśli w tym zakresie O'Carra [110, 111] i O'hEocha [117-119]. Autorzy ci w oparciu o maksima absorpcji fikobiliproteinów w różnych rozpuszczalnikach wyizolowanych z różnych gatunków sinic i krasnorostów ustalili, że fikobiliproteiny występujące u glonów podzielić można na dwie zasadnicze grupy: fikobiliproteiny typu fikoerytrynów oraz fikobiliproteiny typu fikocyjanin. Do tej drugiej grupy autorzy odnieśli również allofikocyjaniny. Zaś o strukturze chemicznej barwników fikobiliproteinowych pisał Nichols [105, 106], oraz French, Young [40]. Co zaś się tyczy występowania poszczególnych aminokwasów wchodzących w skład białka fikobiliproteinów, to zajmowali się tym zagadnieniem Koller [87], Jones i Bilinks [84], Jones i Fujimori [85], Berns [6-9] oraz Hjertén [80, 81].

III

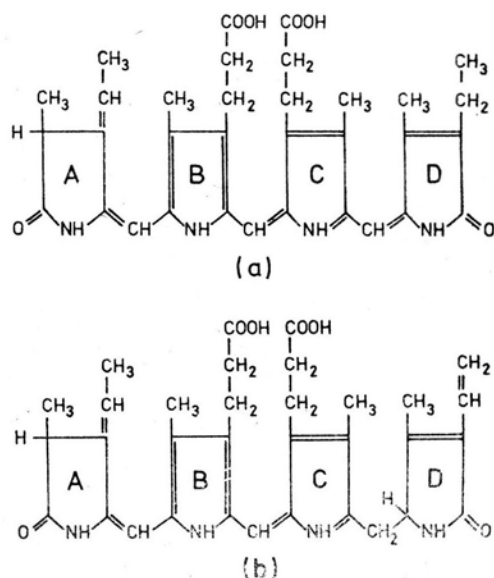
Dotychczas u glonów ustalono obecność 20 rodzajów fikobiliproteinów [134], które podzielić można na dwie grupy. Pierwszą grupę stanowią różnego rodzaju fikoerytryny, zaś drugą grupę — fikocyjaniny. Jeśli chodzi o fikoerytryny to wyróżnia się następujące rodzaje: B-fikoerytryna, C-fikoerytryna, R-fikoerytryna oraz fikoerytryny typu kryptomonadowego. Różnią się one między sobą nie tylko maksimami absorpcji, ale również ciężarem cząsteczkowym. W skład grupy drugiej wchodzi allofikocyjanina, allofikocyjanina-B, C-fikocyjanina, R-fikocyjanina oraz fikocyjaniny typu kryptomonadowego. Podobnie jak fikobiliproteiny pierwszej grupy, również barwniki należące do drugiej grupy różnią się między sobą maksimami absorpcji oraz ciężarem cząsteczkowym [1]. Jeśli chodzi o występowanie poszczególnych fikobiliproteinów, to jak pisałem, występują one u przedstawicieli trzech typów glonów. Co zaś się tyczy sinic (*Cyanophyta*), to stwierdzono dotychczas u poszczególnych przedstawicieli tego typu allofikocyjaninę, allofiko-

Tabela I

Maksima absorpcji najpospolitszych barwników fikobiliproteinowych i występowanie ich u glonów

Rodzaj fikobiliproteinu	Maksima absorpcji wyciągów wodnych, w nm	Występowanie
C-fikocyanina	620	Wszystkie gatunki sinic, niektóre gatunki krasnorostów
R-fikocyanina	552, 617	Szereg gatunków krasnorostów
Allofikocyanina	652	Wszystkie gatunki sinic i krasnorostów
Allofikocyanina-B	671	Sinice <i>Anabaena variabilis</i> i <i>Anacystis nidulans</i>
B-fikoerytryna	546, 565	Krasnorosty z rodzaju <i>Bangiales</i> i <i>Rhodocorton</i>
b-fikoerytryna	546, 565	Krasnorost <i>Porphyridium cruentum</i>
C-fikoerytryna	565	Szereg gatunków sinic
R-fikoerytryna	497, 540, 565	Krasnorosty z rodzaju <i>Porphyra</i> i inne gatunki
Fikoerytrocyjanina	568	Sinice <i>Anabaena variabilis</i> i <i>A. sp.</i> 6411
Fikocyanina - 615	588, 615	Kryptomonada <i>Hemiselminis virescens</i>
Fikocyanina - 630	588, 630	Szereg gatunków kryptomonad
Fikocyanina - 645	583, 645	Odmiany kryptomonady <i>H. virescens</i> (droop, millport)
Fikoerytryna - 545	545	Kryptomonady z rodzaju <i>Cryptomonas</i> , <i>Rhodomonas</i> i <i>Plagioselmis</i>
Fikoerytryna - 555	555	Kryptomonady z rodzaju <i>Hemiselminis</i> , <i>Chroomonas</i> i <i>Cryptochrysis</i>
Fikoerytryna - 566	566	Kryptomonady z rodzaju <i>Cryptomonas</i>

cyjaninę-B, C-fikocyjaninę, C-fikoerytrynę oraz fikoerytrocyjaninę. Natomiast u przedstawicieli krasnorostów (*Rhodophyta*) ustalono obecność B-fikoerytryny, b-fikoerytryny, R-fikoerytryny, allofikocyjaninę, C-fikocyjaninę oraz R-fikocyjaninę (tab. I). Stwierdzone u niektórych przedstawicieli *Cryptophyceae* fikocyjaniny i fikoerytryny różnią się od podobnych fikobiliproteinów sinic i krasnorostów, dlatego wydziela się je w odrębną grupę. Również fikoerytryna sinic różni się od fikoerytryny krasnorostów zarówno maksimum absorpcji, ciężarem cząsteczkowym a także składem aminokwasowym białek [47, 71, 72].



Ryc. 1. Grupy prostetyczne barwników fikobiliproteinowych: a — fikocyjanobilin, b — fikoerytrobilin. A, B, C i D poszczególne pierścienie pyrrole.

Jeśli chodzi o grupy prostetyczne barwników fikobiliproteinowych, to u fikocyjanin występuje fikocyjanobilin zaś u fikoerytrynów — fikoerytrobilin (ryc. 1). Chociaż u niektórych sinic z rodzaju *Anacystis* grupę prostetyczną fikocyjaniny stanowi mezobilioliolyna, zaś allofikocyjanina u niektórych gatunków sinic może posiadać w charakterze grupy prostetycznej bilitrienowy fikocyjanobilin [23]. Już w 1933 roku Lemberg i Bader [91] wykazali, że grupy prostetyczne fikobiliproteinów należą do tetrapyrroli o układzie otwartym. Są to barwniki stosunkowo rozpowszechnione w organizmach żywych. Do grupy tetrapyrroli o układzie otwartym należą barwniki żółciowe ssaków, ptaków, licznych gatunków gadów, spotkać je można również w pokrywach chitynowych owadów, w skorupach jaj ptasich, w szkielecie niebieskich koralowców, a nawet w brodawkach roślin motylkowych [125, 126]. Do grupy tetrapyrroli o układzie otwartym należą również fotoregulujące barwniki roślin jakimi są fitochromy [19]. Część białkowa fikobiliproteinów składa się z polipeptydowych podjednostek, na co po raz pierwszy zwrócił uwagę Vaughan [138]. Znaczna większość wszystkich fikobiliproteinów

składa się z dwóch podjednostek polipeptydnych, których stosunek w cząsteczce fikobiliproteinu wynosi jak 1:1 [10, 20, 21]. Jedna z tych dwóch podjednostek jest nieco mniejsza (masa cząsteczkowa 10 000 - 20 000) i oznaczana jest jako α -podjednostka, zaś druga — nieco większa (masa cząsteczkowa 14 000 - 22 000) nazwana została β -podjednostką [111, 4, 17, 57, 76, 131]. Zarówno mniejsza jak i większa podjednostka zawsze jest zabarwiona, co świadczy, że chromofory połączone są z każdą podjednostką. W skład poszczególnych fikobiliproteinów wchodzi od 1 do 6 chromoforów (tab. II). U niektórych glonów α - i β -podjednostki mają jednakową masę cząsteczkową, jak to np. ma miejsce w cząsteczce allofikocyjaniny sinicy *Anabaena variabilis* [70] lub krasnorostu *Porphyridium cruentum* [26].

Tabela II

Ilość i rodzaj chromoforów wchodzących w skład poszczególnych fikobiliproteinów [125, 133]

Nazwa fikobiliproteinu	Ilość chromoforów w określonym fikobiliproteinie	w poszczególnych podjednostkach	
		α	β
Allofikocyjanina	2	1 FCB	1 FCB
C-fikocyjanina	3	1 FCB	2 FCB
R-fikocyjanina	3	1 FCB	1 FCB 1 FEB
Fikoerytrocyjanina	3	1 FEB	2 FCB
C-fikoerytrina I	5	2 FEB	3 FEB
C-fikoerytrina II	6	2 FEB	4 FEB
B-fikoerytrina	6	2 FEB	4 FEB
b-fikoerytrina	6	2 FEB	4 FEB
Fikocyjanina -615	1		FCB
Fikocyjanina -630	1		FCB
Fikocyjanina -645	2	?	FCB
Fikoerytrina -545	1		FEB
Fikoerytrina -555	1		FEB
Fikoerytrina -565	1		FEB

FCB = fikocyjanobilin, FEB = fikoerytobilin

Tabela III

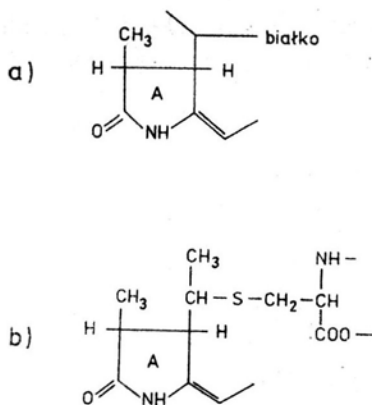
Sekwencja pierwszych 12 reszt aminokwasowych w łańcuchu polipeptydowym białek niektórych fikobiliproteinów [21, 58]

Rodzaj fikobiliproteinu	Gatunek glonu	Sekwencja aminokwasów w α -podjednostce
C-fikocyjanina	<i>Anabaena variabilis</i>	Val-Lys-Thr-Pro-Ile-Thr-Glu-Ala-Ile-Ala-Ala-Ala-
C-fikocyjanina	<i>Mastigocladus laminosus</i>	Val-Lys-Thr-Pro-Ile-Thr-Asp-Ala-Ile-Ala-Ala-Ala-
R-fikocyjanina	<i>Porphyridium cruentum</i>	Met-Lys-Thr-Pro-Ile-Thr-Glu-Ala-Ile-Ala-Ala-Ala-
R-fikocyjanina	<i>Porphyridium cruentum</i>	Met-Lys-Thr-Pro-Ile-Thr-Glu-Ala-Ile-Ala-Thr-Ala-

Tabela IV

Skład aminokwasowy części białkowej niektórych barwników fikobiliproteinowych [112, 102]

Aminokwas	R — fikoerytryna z <i>Ceranium rubrum</i>	C — fikocyjanina z <i>Nostac muscorum</i>	C — fikocyjanina z <i>Rhodella violacea</i>	C — fikoerytryna z <i>Phormidium persianum</i>	allofikocyjanina z <i>Rhodella violacea</i>
Asp	10,4	10,8	11,4	9,2	9,2
Thr	4,5	5,1	6,1	3,9	6,7
Ser	6,7	5,2	8,1	3,7	6,4
Glu	6,7	10,5	9,4	10,8	9,6
Pro	2,1	2,7	3,0	3,1	3,3
Gly	3,7	4,1	8,1	4,8	9,9
Ala	8,9	7,9	14,9	7,6	10,6
Val	6,3	4,2	6,5	3,9	6,7
Met	1,6	0,8	0,4	1,6	1,2
Ileu	4,4	4,4	4,9	4,0	6,6
Leu	7,4	7,7	8,3	8,0	9,2
Tyr	4,5	5,3	4,6	4,2	6,1
Phe	2,7	3,1	2,7	3,7	2,1
Lys	3,7	4,0	4,0	5,0	4,9
His	0,6	1,0	0,3	1,3	—
Arg	6,7	7,7	5,9	5,2	6,9
Cys SO ₃ H	3,6	0,6	1,4	0,3	1,6



Ryc. 2. Połączenie pierścienia pyrolowego grupy prostetycznej z białkiem; a — ogólna zasada łączenia się, b — połączenie białka poprzez cysteinę z pyrolowym pierścieniem A w B-fikoerytrynie.

Podjednostki α - i β - mają różne punkty izoelektryczne. Ponadto podjednostki α - i β - pochodzące z różnych fikobiliproteinów mają w zasadzie bardzo podobną sekwencję reszt aminokwasowych (tab. III). Tylko w jednym dotychczas przypadku stwierdzono nie dwie, a trzy podjednostki (α_1 -, α_2 - i β -) w proporcji jak 1:1:2 [101]. Ponadto fikobiliproteiny różnią się między sobą również składem aminokwasowym części białkowej (tab. IV). Jest szereg danych przemawiających za obecnością w kompleksach fikobiliproteinowych również węglowodanów [47, 48, 122, 127]. Różnice w maksimach absorpcji tego samego barwnika fikobiliproteinowego wyodrębnionego z różnych gatunków np. sinic, spowodowane jest różnym komponentem białkowym [119].

W cząsteczce fikobiliproteinu białko z chromoforem (fikocyjanobilin lub fikoerytobilin) połączone jest silnym wiązaniem kowalencyjnym [89]. A jak wykazały badania, wiązania kowalencyjne w wyniku których następuje połączenie chromoforu z białkiem ma miejsce między pyrolowym pierścieniem A i C chromoforu [123, 124, 89]. Ustalono również, że w B-fikoerytrynie aminokwasem wchodzącym w kowalencyjne połączenie z pyrolowym pierścieniem A jest cysteina (ryc. 2), [88]. Zaś aminokwasu tworzącego kowalencyjne połączenie z pierścieniem pyrolowym C, dotychczas nie zidentyfikowano [133].

IV

Jak wykazały liczne badania, na występowanie poszczególnych barwników fikobiliproteinowych u glonów oraz na ich stosunki ilościowe wywierają wpływ niektóre czynniki środowiskowe [141, 86]. I tak według danych Hattori, Fujita [71, 72] oraz Fujita, Hattori [41, 42] biosynteza fikoerytryny w komórkach *Tolypothrix tenuis* zachodzi nie tylko na świetle, ale również ma miejsce w ciemni, jednak pod warunkiem krótkiego przedtem naświetlenia i obecności azotu [45, 46]. Ponadto znaczny wpływ na zawartość poszczególnych fikobiliproteinów wy-

wiera intensywność oświetlenia i jego skład spektralny. Prowadzona hodowla niektórych gatunków sinic w świetle zielonym powodowała wzrost fikoerytryny zaś w czerwonym — fikocyjaniny [103, 104].

Zawartość poszczególnych barwników fikobiliproteinowych zależy również od podłoża, na którym dany glon się rozwija. Zmniejszenie się w podłożu azotu do minimum powoduje gwałtowny spadek fikoerytryny w komórkach *Porphyridium* sp. [67], zaś w komórkach *Anacystis nidulans* — fikocyjanina zanika zupełnie [2]. Zaś uzupełnienie pożywki o dodatkowe ilości węgla i azotu spowodowało pojawienie się w komórkach *Anabaena variabilis* fikoerytryny, wtedy jak w komórkach tego glonu w kontroli ten barwnik fikobiliproteinowy nie występował w ogóle [69]. Ponadto na zawartość poszczególnych barwników fikobiliproteinowych również wywiera wpływ temperatura otoczenia [55, 56], pH [60, 113], a także wiek kultury danego glonu [129].

V

Fikobiliproteiny w komórkach sinic i krasnorostów zlokalizowane są w specjalnych strukturach zw. fikobilisomami. Po raz pierwszy wykazali to Gantt i Conti [51, 52] na przykładzie krasnorostu *Porphyridium cruentum* stosując mikroskop elektronowy. W latach późniejszych struktury te ustalono u wszystkich badanych sinic i krasnorostów [95, 38, 139, 59, 140]. Jedynie zaś u glonów należących do *Cryptophyceae* fikobilisomów dotychczas nie ustalono [133]. Jak wykazały badania w. w. autorów kształt i wymiary fikobilisomów zależą od gatunku glonu. Jeśli chodzi o fikobilisomy krasnorostu *Porphyridium cruentum*, to podobnie jak u większości gatunków krasnorostów w ogóle, są to struktury o wymiarach $40 \times 50 \times 30$ — 32 nm [49]. Struktury te w ściśle określony sposób ułożone są na powierzchni tylakoidów. Występujące w fikobilisomach barwniki ułożone są w sposób następujący: w części zewnętrznej występuje fikoerytryna, część środkową zajmuje zaś fikocyjanina, natomiast tę część fikobilisomu, która przylega do membrany fotosyntetycznej, zajmuje allofikocyjanina [54]. Należy nadmienić, że migracja pochłoniętej energii ma podobny kierunek [39, 63, 3, 99, 100, 133]: fikoerytryna → fikocyjanina → allofikocyjanina → chlorofil a. Są również inne, bardziej dokładne opisy budowy fikobilisomów [22].

Na licznych preparatach w mikroskopie elektronowym autorzy wykazali, że fikobilisomy stanowią ponadcząsteczkowe struktury sinic i krasnorostów pełniących rolę podstawowych pochłaniaczy światła. Bryant et al. [22] wyróżnia dwa rodzaje fikobilisomów: jedne o kształcie półelipsoidalnym i obserwowano je dotychczas tylko u krasnorostów, drugie zaś kształtu półdyskowatego występują również u krasnorostów, a przede wszystkim — u sinic. Dość szczegółowo opisali autorzy strukturę półdyskowatych fikobilisomów z komórek kilku gatunków sinic. Wszystkie one miały w ogólnym zarysie strukturę podobną. Każdy fikobilisom składa się z trójkątnej części środkowej, w której skład wchodzi trzy grupy dyskopodobnych podjednostek. Z kolei w skład każdej podjednostki wchodzi dwa dyski

o wymiarach $12 \times 6-7$ nm. Następnie każdy z tych dysków dzieli się na dwie połowki, których grubość wynosi 3-3,5 nm. Ponadto od trójkątnej części środkowej odchodzą radialnie trzy pałeczkopodobne struktury, których długość waha się w granicach 12 nm. Każda pałeczka również składa się z 2-6 dyskopodobnych podjednostek, których grubość wynosi około 6 nm, a z kolei te dyskopodobne podjednostki składają się z dwóch połówek — grubość każdej z nich wynosi około 3 nm. Przeciętna ilość dysków o grubości 6 nm tworzących pałeczkopodobne struktury jest różna u poszczególnych gatunków sinic. U niektórych gatunków sinic długość tych pałeczek zależy od długości promieni świetlnych, w których była prowadzona hodowla danego glonu. Autorzy są zdania, że trójkątna część fikobilisomów zawiera allofikocyjaninę, zaś pałeczkopodobne — komponenty-fikocyjaniny i fikoerytryny. Zawartość barwników w fikobilisomach nie jest stała, proporcje poszczególnych z nich ulegają zmianom w zależności od intensywności oświetlenia oraz od składu spektralnego światła.

VI

Jeśli chodzi o biosyntezę grup prostetycznych barwników fikobiliproteinowych (fikocyjanobilin i fikoerytrobilin), to w zasadzie ten problem nie jest jeszcze do końca wyjaśniony. Niektórzy są zdania [16], że barwniki fikobilinowe (grupy prostetyczne) powstają w wyniku rozkładu substancji porfirinowych. Być może ta droga powstania barwników fikobilinowych ma miejsce u zwierząt podczas przemian hemu w barwniki żółciowe. Co zaś się tyczy biosyntezy barwników fikobilinowych u glonów, to proces ten przebiega innym szlakiem [136] i wiąże się z biosyntezą chlorofilu a. Na pewnym etapie biosyntezy chlorofilu a powstaje porfobilinogen, który w następnych etapach biosyntezy chlorofilu ulega liniowej polimerizacji do di-, tri- i tetrapyroli, o układzie otwartym. Jak wykazały badania zarówno w warunkach abiogennych [97] jak i biogennych [14, 15], porfobilinogen może ulegać kondensacji oraz cyklizacji. Powstający polimer porfobilinogenu jest analogiem fikobilin [136]. Reasumując należy stwierdzić, że biosynteza barwników fikobilinowych, które właściwie są fikobiliproteinom u glonów, jest ściśle powiązana z biosyntezą chlorofilu a.

VII

Od chwili ustalenia u glonów obecności barwników fikobiliproteinowych interesowało badaczy zagadnienie ich funkcji w komórce. Mimo, że szereg zjawisk przemawiało za ich udziałem w procesie fotosyntezy, to dłuższy czas brak było jednak bezpośrednich na to dowodów [39, 53, 120, 121]. Zaś pośrednim potwierdzeniem tej funkcji barwników fikobiliproteinowych są dane uzyskane odnośnie wpływu promieni świetlnych na koncentrację tych barwników. Ustalono, że u sinic przy mało intensywnym oświetleniu wzrasta zawartość barwników fotosyntetycznie

aktywnych w tym również barwników fikobiliproteinowych [97, 98, 130, 137, 142]. Ponadto stwierdzono, że przy oświetleniu komórek niektórych gatunków sinic promieniami zielonymi lub niebieskimi wzrasta w nich zawartość fikoerytryn, zaś promieniami czerwono-żółtymi — fikocyjanin [41, 42, 71, 72, 103, 104, 142]. Oprócz już znanych adaptacji chromatycznych sinic [4, 5, 11, 17, 18, 93] ta również ma bardzo ważne znaczenie przystosowawcze do warunków ekologicznych, w których znajdować się mogą komórki glonów zawierające barwniki fikobiliproteinowe. Jak wykazały badania, przenikanie promieni świetlnych o różnej długości fali na poszczególne głębokości zbiornika wodnego jest niejednakowe. Najgłębiej w toni wodnej penetrują promienie zielone i niebieskie, zaś czerwone i żółte są pochłaniane w samej górnej warstwie zbiornika wodnego [31]. Biorąc pod uwagę fakt, że w jednej i tej samej komórce glonu może występować barwnik fikobiliproteinowy z grupy fikocyjanin z barwnikiem z grupy fikoerytrin, to wówczas, kiedy komórka danego glonu znajdzie się w warunkach dominowania promieni długich (czerwone) lub krótkich (niebiesko-zielone) celem pochłonięcia odpowiedniej ilości energii, zachodzi w komórce glonu zjawisko wzrostu koncentracji tego lub innego barwnika z grupy fikobiliproteinowych. Jest to zjawisko tzw. adaptacji chromatycznej [17]. Ponadto u sinic wykazano ostatnio występowanie fikochromu a, b, c i d jako zjawisko również swoistej adaptacji chromatycznej do różnych warunków świetlnych, a przede wszystkim do jego składu spektralnego [11-13].

Obecnie jest już ogólnie przyjęty pogląd [99], że fikobiliproteiny w komórkach glonów pełnią funkcję przekazywania pochłoniętej energii na chlorofil a. Wydajność w przekazywaniu energii z fikobiliproteinów na chlorofil a w komórkach glonów wynosi prawie 100%, lecz w pewnym stopniu zależy to od temperatury [62].

Ponadto ukazało się kilka prac mówiących o jeszcze innym działaniu niektórych barwników fikobiliproteinowych w procesie fotosyntezy. Jewstigniejew i Biekasowa [82, 83] na przykładzie sinicy *Anacystis nidulans* i krasnorostu *Callithamnion rybosum* wykazali, że barwniki fikobiliproteinowe typu fikocyjaniny i fikoerytryny bezpośrednio oddziałują na reakcję oksydo-redukcyjne w procesie fotosyntezy. Te właściwości fotochemiczne fikocyjaniny i fikoerytryny w zakresie promieni widzialnego spektrum, są spowodowane głównie częścią prostetyczną fikobiliproteinów jakimi są fikocyjanobilin oraz fikoerytrobilin.

VIII

Obecność barwników fikobiliproteinowych u licznych gatunków glonów według niektórych badaczy [24, 68, 79, 96], może być wykorzystywana w chemotaksonomii. Porównanie występowania barwników fikobiliproteinowych u przedstawicieli licznych rodzin sinic i krasnorostów dostarczyło dowodów na potwierdzenie hipotezy, że krasnorosty pochodzą od sinic [24]. Okazało się, że przedstawiciele wszystkich rodzin sinic posiadają C-fikocyjaninę, zaś barwnik ten u krasnorostów występuje tylko w komórkach gatunków należących do rzędu *Bangiales*, a więc posiadających w obrębie krasnorostów najprostszą budowę. Im badany gatunek krasno-

roštu był bardziej uorganizowany, tym zawierał mniej C-fikocyjaniny, zaś wzrastała w komórkach tego glonu zawartość R-fikoerytryny. W tym kontekście zagadnieniem otwartym jednak pozostaje sprawa pochodzenia *Cryptophyceae*.

Być może uzupełnieniem w tym zakresie mogą stać się rozwijające się obecnie badania chromatograficzne poszczególnych komponentów fikobiliproteinowych, między innymi składu aminokwasowego białek i sekwencji poszczególnych aminokwasów w tych białkach.

LITERATURA

- [1] Adams S. M., Kao Oranda H. W., Berns D. S., 1979. Psychrophile C-phycocyanin. *Plant Physiol.* 64, 525—527.
- [2] Allen M. M., Smith A. I., 1969. Nitrogen chlorosis in blue-green algae. *Arch. Microbiol.* 69, 114—120.
- [3] Baalen C. van, 1968. The effects of ultraviolet irradiation on a coccoid blue-green alga: survival, photosynthesis, and photoreactivation. *Plant Physiol.* 43, 1689—1695.
- [4] Bennett A., Bogorad L., 1971. Properties of subunits and aggregates blue-green algae biliproteins. *Biochemistry* 10, 3625—3634.
- [5] Bennett A., Bogorad L., 1973. Complementary chromatic adaptation in a filamentous blue-green alga. *J. Cell. Biol.* 58, 419—435.
- [6] Berns D. S., 1965. Electron micrographic investigations of C-phycocyanin. *Arch. Biochem. Biophys.* 110, 511—516.
- [7] Berns D. S., 1967. Immunochemistry of biliproteins. *Plant Physiol.* 42, 1569—1586.
- [8] Berns D. S., 1971. Biliproteins. In: Subunits in biological systems (Timasheff S. N. and Fassman G. D. eds.), v. 5A, pp. 105—148. Marcell Dekker, N. Y.
- [9] Berns D. S., Crespi H. L., Katz J. J., 1963. Isolation amino acid composition and some physicochemical properties of the protein deutero-phycocyanin. — *J. Amer. Chem. Soc.* 85, 8—18.
- [10] Binder A., Wilson K., Zuber H., 1972. C-phycocyanin from the thermophilic blue-green alga *Mastigocladus laminosus*. Isolation, characterization and subunit composition. *FEBS Lett.* 20, 111—116.
- [11] Björn G. S., 1978. Phycochrome d, a new photochromic pigment from the blue green alga *Tolythrix distorta*. *Physiol. Plant* 42, 321—323.
- [12] Björn G. S., 1980. Phycochromes b and d: their occurrence in some phycoerythrocyanin containing blue-green algae (cyanobacteria). *Physiol. Plant* 48, 483—485.
- [13] Björn G. S., Björn L. O., 1976. Photochromic pigments from blue-green algae: phycochromes a, b, and c. *Physiol. Plant* 36, 297—304.
- [14] Bogorad L., 1958. The enzymatic synthesis of porphyrins from porphobilinogen I, uroporphyrin III. *J. Biol. Chem.* 233, 510—515.
- [15] Bogorad L., 1958. The enzymatic synthesis of porphyrins from porphobilinogen III, uroporphyrinogen as intermediates. *J. Biol. Chem.* 233, 516—519.
- [16] Bogorad L., 1975. Phycobiliproteins and complementary chromatic adaption. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 26, 369—401.
- [17] Bogorad L., Granick S., 1953. Protoporphyrin precursors produced by a *Chlorella mutant*. *J. Biol. Chem.* 202, 793—800.
- [18] Boussiba S., Richmond A. E., 1980. C-phycocyanin as a storage protein in the blue-green alga *Spirulina platensis*. *Arch. Microbiol.* 125, 143—147.
- [19] Brody S. S., Brody M., 1961. A quantitative assay for the number of chromophores on a chromoprotein; its application to phycoerythrin and phycocyanin. *Biochem. Biophys. Acta* 50, 348—352.
- [20] Brown A. S., Foster J. A., Vynow P. V., Franzblau C., Troxler R. F., 1975. Allophycocyanin from the filamentous *Cyanophyte*, *Phormidium luridum*. *Biochemistry* 14, 3581—3588.

- [21] Brown A., Troxler R. F., 1970. Biosynthesis of phycocyanin *in vivo*. Biochem. Biophys. Acta 215, 503—511.
- [22] Bryant D. A., Glazer N. A., Eiserling F. A., 1976. Characterization and structural properties of the major biliproteins of *Anabaena* sp. Arch. Microbiol. 110, 61—75.
- [23] Bryant D. A., Gugliemi G., Tandeau de Marsac N., Castets A. M., Cohen-Bazire G., 1979. The structure of cyanobacterial phycobilisomes: a model. Arch. Microbiol. 123: 113—127.
- [24] Chapman D. J., Cole W. J., Siegelman H. W., 1968. Phylogenetic implication of phycocyanobilin and C-phycocyanin. Amer. J. Bot. 55, 314—315.
- [25] Chapman D. J., 1973. Phycobilins. In: The Biology of Blue-Green Algae (Carr N. G. and Wihitton B. A. eds), Bot. Monogr., v. 9, pp. 162—185, Blackwell Sci. Publ.
- [26] Cohen-Bazire E., Beguin S., Rimon S., Glazer A. N., Brown D. M., 1977. Physico-chemical and immunological properties of allophycocyanins. Arch. Microbiol. 111, 225—238.
- [27] Czeżuga B., 1974. The carotenoids of *Draparnaldia baicalensis* Meyer and *Zoochlorella* sp., a symbiont of sponge *Lubomirska baicalensis* Dyb. from the Baikal Lake. Bull. Acad. Polon. Sci., Ser. Sci. biol. 22, 91—94.
- [28] Czeżuga B., 1974. Carotenoids in *Euglena rubida* Mainx. Comp. Biochem. Physiol. 48 B, 349—354.
- [29] Czeżuga B., 1975. Carotenoids in three algae species from the Mediterranean Sea. Nova Hedwigia 26, 157—163.
- [30] Czeżuga B., 1976. Carotenoid pigments in some phytobenthos species of different systematic position in the coastal area of Ofotfjord (Norway). Nova Hedwigia 27, 223—230.
- [31] Czeżuga B., 1977. Adaptative significance of carotenoids in *Chlorophyta* subjected to different light conditions. Bull. Acad. Pol. Sci., Ser. Sci. biol. 25, 507—510.
- [32] Czeżuga B., 1978. Lutein — a carotenoid dominating in *Desmococcus vulgaris* (Chaetophoraceae). Bull. Acad. Pol. Sci., Ser. Sci. biol. 26, 543—455.
- [33] Czeżuga B., 1979. Characteristic carotenoids in algae of different systematic position. Nova Hedwigia 31, 325—336.
- [34] Czeżuga B., Czerpak R., 1978. Występowanie, biosynteza i rola biologiczna karotenoidów u glonów. Wiad. Botan. 22, 47—59.
- [35] Czerpak R., Czeżuga B., 1979. Występowanie i biosynteza karotenoidów u bakterii. Wiad. Botan. 23, 73—88.
- [36] Eriksson-Quenvel J. B., 1938. Biochem. J. 32, 585 (cyt. wg. pozycji [115]).
- [37] Esenbeck N. V., 1836. Liebigs Ann. 17, 75 (cyt. wg. pozycji [115]).
- [38] Frank G., Sidler W., Widmer H., Zuber H., 1978. The complete amino acid sequence of both subunits of C-phycocyanin from the cyanobacterium *Mastigocladus laminosus*. Hoppe-Seyler's Z. Physiol. Chem. 359, 1491—1507.
- [39] French C. S., Fork D. C., 1963. Two primary photochemical reactions in photosynthesis driven by different pigments. 5th Intern. Congr. Biochem. 6, 122—137.
- [40] French C. S., Young V. K., 1952. The fluorescence spectra of red algae and the transfer of energy from phycoerythrin to phycocyanin and chlorophyll. J. gen. Physiol. 35, 873—890.
- [41] Fujita J., Hattori A., 1960. Formation of phycoerythrin in preilluminated cells of *Tolypothrix tenuis* with special reference to nitrogen metabolism. Plant Cell Physiol. 1, 281—292.
- [42] Fujita J., Hattori A., 1960. Effect of chromatic lights on phycobilin formation in a blue-green alga *Tolypothrix tenuis*. Plant Cell Physiol. 1, 293—303.
- [43] Fujita J., Hattori A., 1962. Preliminary note a new phycobilin pigments isolated from blue-green algae. J. Biochem. 51, 89—91.
- [44] Fujita J., Hattori A., 1962. Photochemical interconversion between precursors of phycobilin chromoproteids in *Tolypothrix tenuis*. Plant Cell Physiol. 3, 209—220.
- [45] Fujita J., Hattori A., Action spectrum of light-induced nitrite reduction in *Anabaena cylindrica*. J. Gen. Appl.
- [46] Fujita J., Hattori A., 1968. Photochemically active chromoprotein isolated from the blue-green alga *Anabaena cylindrica*. Nature, 219, 1270—1271.

- [47] Fujiwara T., 1955. Studies on chromoproteins in Japanese Nori (*Porphyra tenera*). 1. A new method for the crystallization of phycoerythrin and phycocyanin. J. Biochem. 42, 411—417.
- [48] Fujiwara T., 1961. Studies on chromoproteins in Japanese Nori. 5. On the sugar components of phycoerythrin. J. Biochem. 49, 361—368.
- [49] Gantt E., 1969. Properties and ultrastructure of phycoerythrin from *Porphyridium cruentum*. Plant Physiol. 44, 1629—1638.
- [50] Gantt E., 1979. Phycobiliproteins of Cryptophyceae. Biochem. Physiol. Protozoa 1, 121—137.
- [51] Gantt E., Conti S. F. 1965. The ultrastructure of *Porphyridium cruentum*. J. Cell. Biol. 26, 365—381.
- [52] Gantt E., Conti S. F. 1966. Granules associated with the chloroplast lamellae of *Porphyridium cruentum*. J. Cell. Biol. 29, 423—434.
- [53] Gantt E., Lipschultz C. A., 1973. Energy transfer in phycobilisomes from phycoerythrin to allophycocyanin. Biochem. Biophys. Acta 292, 858—861.
- [54] Gantt E., Lipschultz C. A., 1974. Phycobilisomes of *Porphyridium cruentum*. Pigments analysis. Biochemistry 13, 2960—2966.
- [55] Garnier J., 1964. Influence de la température sur l'accumulation le renouvellement et l'efficacité photosynthétique des pigment d'*Oscillatoria subbrevis* Schmidle (*Cyanophyceae*). Physiol. végét. 2, 273—318.
- [56] Garnier J., Guyon D., Moyse A., 1965. L'action de la température sur la photosynthèse réalisée par *Aphanocapsa* (*Cyanophyceae*) en présence de radiations rouges en organes. Physiol. végét. 3, 155—165.
- [57] Glazer A. N., Apell G. S., Hixson C. S., Bryant D. A., Rimon S., Brown D. M., 1976. Bili-proteins of cyanobacteria and rhodophyta, homologous family of photosynthetic accessory pigments. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 73, 428—431.
- [58] Glazer A. N., Cohen-Bazire G., Stanier R. Y., 1971. Characterization of phycoerythrin from a *Cryptomonas* sp. Arch. Microbiol. 80, 1—18.
- [59] Glazer A. N., Williams R. C., Yamanaka G., Schachman H. K., 1979. Characterization of cyanobacterial phycobilisomes in zwitterionic detergents. Proc. Nat. Acad. Sci. USA 76, 6162—6166.
- [60] Goldheer J. C., Birnic F., 1965. Fluorescence polarization and location of fluorescence maxima of C-phycocyanin. Biochem. Biophys. Acta 94, 379—381.
- [61] Goodwin T. W., 1976. Chemistry and Biochemistry of Plant Pigments. London — New York — San Francisco.
- [62] Govindjee C. F., 1963. Observations on P750 A from *Anacystis nidulans*. Naturwissenschaften 23, 720—721.
- [63] Grabowski J., Gantt E., 1978. Photophysical properties of phycobiliproteins from phycobilisomes: fluorescence lifetimes, quantum yields, and polarization spectra. Photochem. Photobiol. 28, 39—45.
- [64] Gray C. H., 1953. The Bile Pigments. Methuen, London.
- [65] Gray B. H., Cosner J., Gantt E., 1976. Phycocyanins with absorption maxima at 637 nm and 632 nm from *Agmanellum quadriplicatum*. Photochem. Photobiol. 24, 299—302.
- [66] Gray B. H., Gantt E., 1975. Spectral properties of phycobilisomes and phycobiliproteins from the blue-green alga — *Nostoc* sp. Photochem. Photobiol. 21, 121—128.
- [67] Guerin-Dumartait E., Leclers J. C., Hoarau J., 1973. Effctes de la lumière rouge et de la carence en azote sur la composition pigmentaire (phycoerythrine, holochromes chlorophyllines) et l'émission d'O₂ photosynthétique de *Porphyridium* sp. Arch. Hydrobiol. 41, 317—332.
- [68] Gusiew M. W., 1969. Biologia sinie-zielonych wodoroslej. Moskwa.
- [69] Gusiew M. W., Wasilkowa E. I. 1965. Izmienienija sostawa i sodierzaniya pigmentow sinie-zielonych wodoroslej w prisustwii dopelnitelnyh istocznikov ugleroda i azota. Mikrobiologija 34, 477—482.
- [70] Gysi J., Zuber H., 1974. Isolation and characterization of allophycocyanin II from the thermophilic blue-green alga *Mastigocladus laminosus* Cohn. FEBS Letters 48, 209—213.
- [71] Hattori A., Fujita J., 1959. Crystalline phycobilin chromoproteids obtained from a blue-green alga *Tolythrix tenuis*. J. Biochem. 46, 633—644.

- [72] Hattori A., Fujita J., 1959 Spectroscopic studies on the phycobilin pigments obtained from blue-green and red algae. *J. Biochem.* 46, 903—906.
- [73] Hattori A., Fujita J., 1959. Effect of pre-illumination on the formation of phycobilin pigments in a blue-green alga *Tolypothrix tenuis*. *J. Biochem.* 46, 1259—1261.
- [74] Hattori A., 1962. Adaptive formation of nitrate reducing system in *Anabaena cylindrica*. *Plant Cell. Physiol.* 3, 371—377.
- [75] Hattori A., 1963. Effect of hydrogen on nitrite reduction by *Anabaena cylindrica*, p. 485—492. In: U. Tokyo, Microalgae and photosynthetic bacteria. Tokyo.
- [76] Haury J. F., Bogorad L., 1977. Action spectra for phycobiliprotein synthesis in a chromatically adapting Cyanophyte, *Fremyella diplosiphon*. *Plant Physiol.* 60, 835—839.
- [77] Haxo F., O'hEocha C., Norris P., 1955. Comparative studies of chromatographically separated phycoerythrins and phycocyanins. *Arch. Biochem. Biophys.* 54, 161—173.
- [78] Haxo F. T., 1960. Comparative Biochemistry of Photoreactive Systems. Acad. Press, N. Y.
- [79] Hirose H., Kumano Sh., Madon K., 1969. Spectroscopic studies on phycoerythrins from Cyanophycean and Rhodophycean algae with special reference to their phylogenetical relations. *The Botanica (India)* 82, 197—203.
- [80] Hjerten S., 1963. *J. Chromatogr.* 11, 68 (cyt. wg pozycji [115]).
- [81] Hjerten S., 1964. *J. Chromatogr.* 12, 510 (cyt. wg pozycji [115]).
- [82] Jewstigniejew W. B., Biekasowa O. D., 1966. O fotochemičeskich svojstvach fikoeritobilina. *Biofizika* 11, 249—257.
- [83] Jewstigniejew W. B., Biekasowa O. D., 1968. Fotochemičeskije svojstva C-fikocyjanina. *Molekular. biolog.* 2, 380—387.
- [84] Jones R. F., Bilinks L. R., 1957. The amino acid constituents of the phycobilin chromoproteins of the red alga. *Biol. Bull.* 112, 363—370.
- [85] Jones R. F., Fujimori E., 1961. Interactions between chromophore and protein in phycoerythrin from the alga *Ceramium rubrum*. *Physiol. plant.* 14, 253—259.
- [86] Kikuchi R., Ashida K., Hirao S., 1979. Phycobilins in different color types of *Porphyra yezoensis* Ueda. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fis.* 45, 1461—1464.
- [87] Koller, K.-P., 1979. Untersuchungen zur Biliproteidkomposition und — Lokalisation in isolierten Phycobilisomen von *Rhodella violacea*. *Univ. Marburg*.
- [88] Köst-Ryes E., Köst H.-P., Rüdiger W., 1975. Über die Bindungen zwischen Chromophor und Protein in Biliproteiden. II. Nachweis von Cystein als bindende Aminosäure in Phycoerythrin. *Libigs Ann. Chem.* 9, 1594—1600.
- [89] Köst H. P., Rüdiger W., Chapman D. J., 1975. Über die Bindungen zwischen Chromophor und Protein in Biliproteiden. I. Abbaueversuche und Spektrauntersuchungen an Biliproteiden. *Libigs Ann. Chem.* 9, 1582—1593.
- [90] Lemberg R., 1930. *Liebig's Ann.* 477, 195 (cyt. wg pozycji [112]).
- [91] Lemberg R., Bader G., 1933. *Liebig's Ann.* 505, 151 (cyt. wg pozycji [112]).
- [92] Lemberg R., Legge J. W., 1949. Hematin Compounds and Bile Pigments. Interscience, N. Y.
- [93] Ley A. C., Butler W. L., 1980. Effects of chromatic adaptation on the photochemical apparatus of photosynthesis in *Porphyridium cruentum*. *Plant Physiol.* 65, 714—722.
- [94] Liaaen — Jensen S., 1977. Algal carotenoids and chemosystematics *Mar. Natur. Product. Chem.* 1, 239—259.
- [95] Lightbody J. J., Krogmann D. W., 1967. Isolation and properties of plastocyanin from *Anabaena variabilis*. *Biochem. Biophys. Acta* 131, 508—515.
- [96] Łoś S. I. 1980. Charakteristika spektrow pogłóśczenia biliproteidow siniezielonych wodoróślej. *Ukr. bot. žurn.* 37, 54—59.
- [97] Mauzerall D., 1960. The condensation of porphobilinogen to uroporphyrinogen. *J. Amer. Chem. Soc.* 82, 2605—2609.
- [98] Mauzerall D., Granick S., 1940. The occurrence and determination of aminolevulinic acid and phycobilinogen in urine. *J. Biol. Chem.* 132, 91—109.
- [99] Mierieżko A. J., 1968. Cwietenije wody. Kijów.

- [100] Morschel E., Wehrmeyer W., 1975. Cryptomonad biliprotein: phycocyanin — 645 from a *Chroomonas* species. Arch. Mikrobiol. 105, 153—158.
- [101] Morschel E., Wehrmeyer W., 1977. Multiple forms of phycoerythrin — 545 from *Cryptomonas maculata*. Arch. Microbiol. 113, 83—89.
- [102] Morschel E., Wehrmeyer W., 1980. Biliprotein assembly in the disc-shaped phycobilisomes of *Rhodella violacea* of C-phycocyanin and allophycocyanin aggregates. Arch. Microbiol. 125, 43—51.
- [103] Myers J., Graham J., Wang R. T., 1978. On the spectral control of pigmentation two pigment in *Anacystis nidulans* (*Cyanophyceae*). J. Phycol. 14, 513—518.
- [104] Myers J., Kratz W. A., 1955. Relations pigment content and photosynthesis characteristics in a blue-green alga. J. Gen. Physiol. 39, 11—38.
- [105] Nichols K. E., 1960. Studies on phycobilin formation with mutants of *Cyanidium caldarium*. Nature 188, 870—872.
- [106] Nichols K. E., 1962. Action spectra studies of phycocyanin formation in a mutant of *Cyanidium caldarium*. Bot. Gaz. 124, 85—93.
- [107] Newton L., 1951. Seaweed Utilization. Sampson Low., London.
- [108] O'Carra P., 1962. Spectral properties of the phycobilins. Nature, 195, 899—910.
- [109] O'Carra P., 1965. Purification and N-terminal analyses of alga biliproteins. Biochem. J. 94, 171—174.
- [110] O'Carra P., 1970. Alga biliproteins. Biochem. J. 119, 2—3.
- [111] O'Carra P., Killilea S. D. 1971. Subunit structures of C-phycocyanin and C-phycoerythrin. Biochem. Biophys. Res. Comm. 45, 1192—1197.
- [112] O'Carra P., O'hEocha C., 1976. Algal biliproteins and phycobilins. In: Chemistry and biochemistry of plant pigments, Vol. 1 (T. W. Goodwin, ed.), pp. 328—376. New York: Academic Press.
- [113] Ohad I., Schneider H. A. W., Gendel S., Bogorad L., 1980. Light-induced changes in allophycocyanin. Plant Physiol. 65, 6—13.
- [114] O'hEocha C., 1958, Comparative biochemical studies in the phycobilins. Arch. Biochem. Biophys. 73, 207—211.
- [115] O'hEocha C., 1960. — Chemical studies of phycoerythrins and phycocyanins. In: Comparative Biochemistry of photoreactive Systems, M. B. Allen éd., Academic Press, New York et Londres, 181—203.
- [116] O'hEocha C., 1965. Biliproteins of algae. Ann. Rev. Plant Physiol. 16, 415—434.
- [117] O'hEocha C. 1965. Biliproteins. Nature 198, 415.
- [118] O'hEocha C. Haxo F.T. 1960. Some atypical algal chromoproteins. Biochim. Biophys. Acta 41, 516—520.
- [119] O'hEocha C., O'Carra P., 1971. Spectral studies of denatured phycoerythrins. — J. Amer. Chem. Soc. 83, 1091—1093.
- [120—121] Rabinowitch E. J. 1951, 1956. Photosynthesis and related processes. Interscience Publishers, inc., New York, vol. I—1 (1951), vol. II—2 (1956).
- [122] Raftery M. A., O'hEocha C., 1965. Amino acid composition and C-terminal residues of algal biliproteins. Biochem. J. 94, 166—170.
- [123] Rüdiger W., 1970. Neues aus der Chemie und Biochemie der Gallenfarbstoffe. Angew. Chem. 82, 527—534.
- [124] Rüdiger W., 1971. Gallenfarbstoffe und Biliproteide. Fortschr. Chem. Org. Naturst. 29, 59—139.
- [125] Rüdiger W., 1975. Phycobiliproteide. Ber. Deutsch. Bot. Ges. 88, 125—139.
- [126] Rüdiger W., 1980. Struktur und Spektraleigenschaft von Phycobilinen und Biliproteiden. Ber. Dtsch. bot. Ges. 92, 413—426.
- [127] Sasaki T., Tsuchiya J. 1961. The sugar in biliproteins. Tohoku J. Agr. Res. 12, 43—47.
- [128] Sidel W., 1960. Handbuch der physiologisch- und pathologisch-chemischen Analyse. Bd. IV. Berlin.
- [129] Simon R. D., 1973. Measurement of the cyanophycin granule polypeptide contained in the blue-green alga *Anabaena cylindrica*. J. Bacteriol. 114, 1213—1216.

- [130] Sirenko Ł. A., 1969. Cwietienie wody, tom II, Kijew.
- [131] Sneider H. J. A. W., Bogorad L., 1979. Spectral response curves for the formation of phycobiliproteins, chlorophyll and δ — aminolevulinic acid in *Cyanidium caldarium*. Z. Pflanzenphysiol. 94, 449—459.
- [132] Sorby K. C., 1877. J. Linn. Soc. (Bot.) 15, 34 (cyt. wg pozycji [115]).
- [133] Stadničuk I. N., Gusiev M. W., 1979. Fikobiliproteidy siniezielonych, krasnych i kriptofitowych wodoroslej. Biochimia, 44, 579—593.
- [134] Stadničuk I. N., Miniejewa Ł. A., Gusiev M. W., 1980. Chromofornyj sostaw i priroda spiektrow pogłoščenia fikobiliproteidow. Biochimia, 45, 1560—1567.
- [135] Starmach K., 1963. Rośliny słodkowodne. Warszawa.
- [136] Sudina E. G., Kniukowa E. J., Kostlan N. W., Muszak P. A., Tupik N. D. 1978. Biochemia siniezielonych wodoroslej. Kijów.
- [137] Sudina E. G., Łoś S. I. 1980. Sravnitielnaja charakteristika fikobilinowogo i obščego kompleksa rastworimych biełkow siniezielonych wodoroslej. Ukr. botan. žurnál 37, 11—17.
- [138] Vierling E., Randall A., 1980. Functional organization and plasticity of the photosynthetic unit of the cyanobacterium *Anacystis nidulans*. Physiol. Plant 50, 93—98.
- [139] Vogelmann T. C., Scheibe J., 1978. Action spectra for chromatic adaptation in the blue-green alga *Fremyella diplosiphon*. Planta 143, 233—239.
- [140] Williams R. C., Gingrich J. C., Glazer A. N., 1980. Cyanobacterial phycobilisomes. Particles from *Synechocystis* 6701 and two pigments mutants. J. Cell. Biol. 85, 558—566.
- [141] Wolk C. P. 1973, Physiology and cytological chemistry of blue-green algae. Bacteriol. Revs. 37, 32—101.
- [142] Zewnier W. D., Gusiev M. W., Šestakov S. W. 1965. Izmienienija sostawa i sodieržania pigmentow sinie-zielonych wodoroslej w zavisimosti ot spiektalnogo sostawa swieta i oswieščennosti. Mikrobiologija 34, 209—215.

Prof. dr hab. BAZYLI CZECZUGA

Zakład Biologii Ogólnej Akademii Medycznej,

ul. Kilińskiego 1, 15-230 Białystok