

Zakład Chemii Ogólnej. Instytut Chemii Podstawowych, Akademia Medyczna w Lublinie  
Kierownik: doc. dr hab. S. Biliński

Jerzy ISKIERKO, Andrzej GÓRSKI

**Reakcje transaminacji tkanki nogi ślimaka winniczka  
z alfa-keto-glutaranem i pirogronianem**

Реакции трансаминирования ткани ноги виноградной улитки с альфа-кетоглутараном  
и эфиром пировиноградной кислоты

The Transamination Reaction of the Roman Snail's Leg Tissue with Alpha  
Ketoglutarate and Pyruvate

Procesy transaminacji odgrywają zasadniczą rolę w metabolizmie azotowym zwierząt, bakterii i roślin. Wpływają one stymulująco na cykl Krebsa, dostarczając ketokwasów biorących w nim udział. Powstający w przebiegu transaminacji kwas glutaminowy jest ogniwem łączącym przemianę białkową z węglowodanową i tłuszczową oraz z syntezą puryn (3, 21). Ważność procesów transaminacji znalazła odbicie w podjęciu tego problemu przez wielu badaczy w licznych publikacjach oraz artykułach przeglądowych (24, 26). Szczególnie dużo prac na ten temat dotyczy ogólnej przemiany aminokwasów (4, 5, 8, 17, 19), Neubauer (23) i Knoop (18) zauważyli w różnych układach biologicznych przemianę aminokwasów w odpowiadające im alfa-ketokwasy. Wyjaśnienie mechanizmu tego procesu zostało dokonane 27 lat później przez Braunsteina i Kritzman'a (3). Cytowani autorzy w oparciu o stwierdzoną analogię pomiędzy transaminacją enzymatyczną, a nie-enzymatyczną, przyjęli schemat reakcji podanej przez Herbst'a dla wyjaśnienia mechanizmu reakcji transaminacji w układach biologicznych (13). Poznanie reakcji transaminacji zachodzących bez udziału enzymów zawdzięczamy pracom Snella (28, 29) i innych. Postęp w dokładniejszym poznaniu mechanizmu procesów transaminacji w żywych organizmach mógł być dokonany dzięki wyizolowaniu i oczyszczeniu enzymów je katalizujących.

Spśród 16 transaminaz, których istnienie przyjęła Międzynarodowa Unia Komisji Biochemicznych (12), tylko nieliczne zostały wyizolowane i oczyszczone. Należą do nich transaminaza katalizująca przenoszenie grupy aminowej z kwasu asparaginowego na kwas alfa-ketoglutaryny (15, 16), z kwasu glutaminowego na kwas pirogronowy (6, 20, 27). Wyodrębniono również D-transaminazę przenoszącą grupę aminową z D-alaniny na alfa ketoglutaran (30, 31). Aktualne poglądy na

przebieg reakcji transaminacji przedstawione są w artykule przeglądowym Raczynskiej i Bełżyckiej (24).

Badania systemów transaminacji w materiale biologicznym przeprowadza się na homogenizatach tkanek zwierzęcych, roślinnych lub masy bakteryjnej. Istnieje duża różnorodność i dowolność ilościowego wyrażania stopnia aktywności transaminaz. Najczęściej metodami spektrofotometrycznymi, chromatograficznymi i izotopowymi określa się ilościowy przyrost jednego z końcowych produktów reakcji transaminacji np. powstającego w jej przebiegu aminokwasu (1, 7, 9, 10, 32). Jak wykazały przeprowadzone w latach 50 badania w układach biologicznych w procesach transaminacji uczestniczą prawie wszystkie naturalne aminokwasy za wyjątkiem lizyny (6, 11). W przedstawionej pracy zajęto się określeniem dwóch systemów transaminacji w homogenizatach tkanki mięsnej nogi ślimaka winniczka *Helix pomatia* L.

### MATERIAŁY I METODY

Materiał doświadczalny, stanowiły ślimaki winniczki o ciężarze wahającym się w granicach 19,5—22,5 g. W systemie transaminacji przebadano jako dawców grup 18 niżej wymienionych aminokwasów firmy Nutritional Biochemical Corporation Cleveland Ohio. DL alfa Ala, DL Wal, DL Asp, kwas alfa amino masłowy, DL Met, DL Pro, L Leu, DL Liz, DL Izoleu, L Asp —NH<sub>2</sub>, L Try, DL Fen, L Cys, DL Gli, DL Arg, DL Tre, DL Glu, DL Tyr. Użyto dwóch akceptorów grupy —NH<sub>2</sub>, tj. kwasu alfa-ketoglutarynowego i kwasu pirogronowego. Ketokwasy potencjometrycznie zmiareczkowano 1 n NaOH, przekształcając je w sole, tj. ketoglutaran i pirogronian sodu. Akceptory (ketokwasy) i donatory (aminokwasy) grup —NH<sub>2</sub> rozpuszczano w 0,1 M roztworze buforu TRIS/HCl o pH 7,6. Roztwory donatora formy L zawierały w 1 ml 100 mikromola każdego z wymienionych aminokwasów, a formy DL 200 mikromola w 1 ml. Roztwory akceptorów soli sodowych użytych do transaminacji rozcieńczano buforem TRIS/HCl również do stężenia 100 mikromola/1 ml.

#### Przygotowanie homogenizatu tkanki nogi ślimaków

Homogenizaty przygotowywano po wypreparowaniu tkanki nożnej z żywych ślimaków. Po kilkakrotnym przemyciu wodą i wysuszeniu w gazie tkanek mięsnych w ilości 15 g zalewano 100 ml 0,1 M roztworu buforu TRIS/HCl i homogenizowano w homogenizatorze produkcji Czechosłowackiej Elektro-Praga Hlińsko przy 12 000 obrotów na minutę w ciągu 3 minut. Do homogenizatu dodawano kompleksora EDTA, którego stężenie w roztworze wynosiło 0,005 M/L. Dodatek kompleksora miał na celu skompleksowanie jonów metali z homogenizatu, które mogłyby wpływać na aktywność transaminaz bądź uczestniczyć w reakcji poazejmatycznej. Homogenizat wirowano 15 minut przy 3 000 obrotów na minutę. Po oddzieleniu tkanki określano w przesączu metodą Kjeldahla zawartość białka, która wynosiła 0,64%. Poza białkiem oznaczano w homogenizacie aktywność transaminazy asparaginowej (GOT) i alaninowej (GPT) wg metody Fränklina i Reitmana (25). Homogenizat dzielono na porcje robocze przeznaczone do jednorazowego badania transaminacji. Porcje te zamrażano w temp. około —20°C. Mieszanina reagująca składała się z równej objętości reagentów, tj. 0,6 ml homogenizatu, 0,6 ml roztworu donatora grupy —NH<sub>2</sub> i 0,6 ml akceptora grupy —NH<sub>2</sub>. Mieszanina reagująca zawierała 60 mikromola określonego aminokwasu formy L lub 120 mikromola formy DL oraz 60 mikromola soli sodowej odpowiedniego ketokwasu. Inkubacje przepro-

wadzano w termostacie w temp. 36°C w ciągu 18 godzin. Po tym czasie enzymy-transaminazy unieczynniano przez wytrącenie białka 5 ml 96% etanolu. Następnie wytrącone białko po dobrym skoagulowaniu odwirowywano w ciągu 15 minut przy 3 000 obrotów na minutę. Przesącz zbierano do szklanych parowniczek i odparowywano do sucha promiennikami podczerwonymi. Suchą pozostałość rozpuszczano w 1 ml wody destylowanej i otrzymany roztwór наносono mikropipetką w ilości 20 mikrolitrów na bibułę Whatman nr 3. Obok próby właściwej наносono trzy próby kontrolne w celu wykluczenia nieenzymatycznej transaminazy oraz wpływu na uzyskany wynik stężenia aminokwasu pochodzącego z puli tkankowej homogenizatu. W pierwszej próbie kontrolnej akceptor zastąpiono 0,1 M buforem TRIS/HCl, z drugiej wykluczono donator zastępując go również buforem, a trzecia próba kontrolna zawierała sam homogenizat z unieczynnionym enzymem przez zagotowanie w temp. 100°C w ciągu 5 minut.

Łączna objętość wszystkich prób (zarówno właściwej, jak i kontrolnych) wyniosła 1,8 ml. Chromatogramy rozwijano techniką wstępującą w układzie n-propa-nol—woda w stosunku 7 : 3 przepuszczając rozpuszczalnik dwukrotnie. Łączny czas rozdzielania aminokwasów na bibule wynosił 76 godzin. Dokładniejszy opis rozdzielania podano w poprzedniej publikacji (14). Chromatogramy wywoływano 0,25% acetonowym roztworem ninhydryny z dodatkiem azotanu kadmu wg przepisu podanego przez Barrouliera (2). Czerwono-różowe kompleksy „Dydy” z jonami kadmu odpowiadające produktom reakcji transaminacji, tj. alaninie lub kwasowi glutaminowemu obrysowywano, wycinano z bibuły i eluowano 75% etanolem. Natężenie barwy eluatów mierzono w spektrofotometrze VSU 2P firmy Carl Zeiss Jena przy długości fali 570 milimikronów i grubości warstwy przepuszczającej 1 cm. Ilość wytworzonego w procesie transaminacji aminokwasu odczytywano w mikromolach z uprzednio sporządzonej krzywej wzorcowej. Zachowano takim samym tok postępowania zarówno przy przygotowywaniu eluatów aminokwasów do sporządzenia krzywych wzorcowych, jak i dla określenia stężenia aminokwasów powstających w wyniku transaminacji.

W badaniach aktywności dwóch systemów transaminacji posługiwano się metodą chromatograficzną opisaną przez A w a p a r ę i S e a l e (1) z niewielkimi modyfikacjami. Zastosowano inny bufor do rozpuszczania reagentów, zmieniono układ rozpuszczalników do rozwijania chromatogramów. Wprowadzono również jony kadmu jako kompleksory barwnego produktu reakcji aminokwasów z ninhydryną tzw. „Dyda”. Zastosowano wstępny i pomocniczy sposób wyrażania aktywności badanych systemów transaminacji za pomocą oznakowania krzyżykami. Liczba krzyżyków oznacza wielkość i intensywność barwy plamy danego aminokwasu na bibule, a tym samym pośrednio aktywności procesu transaminacji. Znak  $\pm$  wyraża wynik wątpliwy względnie minimalną transaminację. Brak zauważalnej transaminacji dla danego aminokwasu określa nam znak —. Za jednostkę aktywności danej transaminazy przyjęto uważać przyrost mikromoli kwasu glutaminowego w układzie z alfa-ketoglutaranem lub alaniny w układzie z pirogronowym na mg białka homogenizatu w ciągu 1 godziny w warunkach metody (J. Aktyw. = M Glu/mg białka 1 godz.  $\times 10^3$ ). Aktywność kwasu asparaginowego w systemie transaminacji z alfa-ketoglutaranem, umownie przyjęto uważać za 100%. Względna aktywność pozostałych aminokwasów w wymienionych systemach transaminacji odnoszono do aktywności kwasu asparaginowego.

## OMÓWIENIE WYNIKÓW I WNIOSKI

Aktywność procesów transaminacji w homogenizatach tkanki mięsnej nogi ślimaka winniczka badano metodą chromatografii bibułowej (1). Aktywność transaminaz i przebieg reakcji określano w systemie alfa-ketoglutaran lub pirogronian jako akceptory grup  $-\text{NH}_2$  i różne aminokwasy formy L względnie DL donatory grup aminowych. O istnieniu i stopniu aktywności wymienionych systemów transaminacji wnioskowano na podstawie nagromadzenia się na bibule kwasu glutaminowego lub alaniny, produktów reakcji transaminacji z alfa-ketoglutaranem, czy też pirogronianem. Aminokwasy po wyeluowaniu z chromatogramów bibułowych oznaczano w spektrofotometrze za pomocą pomiaru ekstynkcji ich barwnych eluatów. Dokładność stosowanej metody sprawdzono dla kwasu glutaminowego w zakresie stężeń od 0,2—1,8 mikromola na podstawie zależności ekstynkcji od stężenia aminokwasu. Pomiary zostały przedstawione w tab. 1. Uzyskane wartości posłużyły do sporządzenia krzywej

Tab. 1. Zależność ekstynkcji od stężenia kompleksu „Dyda” kwasu glutaminowego z jonami  $\text{Cd}^{+2}$  eluowanego z bibuły Whatman nr 3. Długość fali 570 milimikronów.

Grubość warstwy przepuszczającej 1 cm

The extinction dependence on the "Dyda" complex concentration of glutamine acid with ions  $\text{Cd}^{+2}$  extracted from Whatman's filter paper No. 3. Wave length 570 millimeters. Thickness of penetrable layer 1 cm.

Ilość mikromoli kwasu glutaminowego	Ekstynkcja x 1000
0,2	26
0,3	40
0,4	52
0,5	64
0,6	76
0,7	88
0,8	104
0,9	112
1,0	136
1,2	148
1,4	174
1,6	198
1,8	220

wzorcowej, stosowanej do odczytywania nieznanego stężenia kwasu glutaminowego tworzącego się w procesie transaminacji.

Wstępną ocenę reakcji transaminacji danego aminokwasu z akceptorem alfa-ketoglutaranem dokonano na podstawie wielkości i intensywności barwy tworzącej się na bibule plamy kwasu glutaminowego. Tab. 2

Tab. 2. Wizualna wstępna ocena aktywności systemu transaminacji tkanki nogi ślimaka winniczka. Użyto alfa-ketoglutaran sodu jako akceptor grupy  $-\text{NH}_2$   
 The initial visual estimation of the activity of the transamination system of the Roman snail's leg tissue. Alpha ketoglutarate sodium was used as an acceptor of group  $\text{NH}_2$

Lp.	Aminokwas donator grupy $-\text{NH}_2$	Wielkość powierzchni i intensywność plamy kwasu glutaminowego na bibule powstającego w procesie transaminacji
1.	Asp	+++
2.	Ala	+++
3.	Ileu	+++
4.	alfa- $\text{NH}_2$	+++
5.	Leu	++
6.	Fen	++
7.	Wal	++
8.	Asp- $\text{NH}_2$	++
9.	Met	++
10.	Try	++
11.	Arg	+
12.	Tyr	+
13.	Cys	+
14.	Tre	+—
15.	Gli	+—
16.	Pro	—
17.	Liz	—

Legenda: +++ oznacza dużą intensywnie zabarwioną plamę powstającego kwasu glutaminowego; ++ plama kwasu glutaminowego średniej wielkości i intensywności zabarwienia; + widoczna, lecz mała plama świadcząca o małym nagromadzeniu kwasu glutaminowego; +— wynik wątpliwy świadczący o minimalnej transaminacji; — brak plamy świadczącej o nie tworzeniu się kwasu glutaminowego, a tym samym o braku transaminacji.

Asp — kwas asparaginowy, Asp- $\text{NH}_2$  — Asparagina (amid kw. asp.), Ala — Alana, Leu — Leucyna, Ileu — Isoleucyna, alfa- $\text{NH}_2$  mas. — kwas alfa-amino masłowy, Fen — Fenyloalanina, Wal — Walina, Met — Metionina, Try — Tryptofan, Tyr — Tyrozyna, Tre — Treonina, Cys — Cystyna, Arg — Arginina, Liz — Lizyna, Gli — Glicyna, Pro — Prolina.

przedstawia wizualną ocenę aktywności wspomnianego wyżej systemu transaminacji. Jak widać z załączonej tabeli najintensywniej proces transaminacji przebiega kiedy donatorami grup aminowych są cztery aminokwasy, to jest kwas asparaginowy, alanina, izoleucyna i kwas alfa aminomasłowy. Do średnio aktywnych aminokwasów w reakcji transaminacji należą leucyna, fenyloalanina, tryptofan i asparagina. Słabymi donatorami grup  $-\text{NH}_2$  są: arginina, tyrozyna i cystyna. Ocena aktywności dwóch ostatnich aminokwasów jest problematyczna, ze względu na słabą roz-

Tab. 3. Stopień aktywności systemu transaminacji tkanki mięsnej nogi ślimaka winniczka przedstawiony w umownych jednostkach

The activity degree of the Roman snail's leg muscle tissue transamination system presented in stipulated units

Lp.	Aminokwas donator grupy $-\text{NH}_2$	Ilość jednostek aktywności enzymu w przeliczeniu mikromoli Glu/mg białka homogenizatu/1 godz. $\times 10^3$
1.	Asp	112,00
2.	Ala	88,00
3.	Ileu	22,90
4.	alfa- $\text{NH}_2$ mas.	16,00
5.	Fen	14,00
6.	Leu	11,50
7.	Wal	10,10
8.	Asp- $\text{NH}_2$	10,10
9.	Try	8,60
10.	Met	5,05

puszczalność tyrozyny i cystyny w stosowanym buforze TRIS/HCl. Znikomą transaminację, która nie odgrywa istotnej roli w metabolizmie aminokwasów tkanki nogi ślimaka, wykazuje glicyna i treonina. Prolina i lizyna nie brały udziału w transaminacji z alfa-ketoglutaranem. Spośród badanych 17 aminokwasów w syntezie kwasu glutaminowego wyraźnie uczestniczyło tylko 13.

Badania ilościowe wykazały, że w procesie transaminacji z ketoglutaranem najaktywniej transaminuje kwas alfa aminoasparaginowy. Aktywność tego aminokwasu przyjęto umownie za 100% i odnoszono do niej aktywność pozostałych donatorów grup  $-\text{NH}_2$ . W porównaniu do kwasu asparaginowego aktywność alaniny wynosi 78%. Średnią aktywność powyżej 10% zaobserwowano u izoleucyny, kwasu alfa aminomasłowe-

Tab. 4. Względna aktywność systemu transaminacji z alfa-ketoglutaranem przyjmując umownie transaminacje z kwasem asparaginowym za 100%  
The relative activity of the transamination system with alpha-ketoglutarate accepting the stipulated transamination with asparagine acid as 100%

Lp.	Aminokwas donator grupy —NH <sub>2</sub>	Względna transaminacja aminokwasu z alfa ketoglutaranem sodu w odnie- sieniu do transaminacji z kwasem asparaginowym przyjętej za 100%
1.	Asp	100,0
2.	Ala	78,5
3.	Ileu	20,5
4.	alfa-NH <sub>2</sub> mas.	13,4
5.	Fen	12,5
6.	Leu	10,2
7.	Wal	9,0
8.	Asp-NH <sub>2</sub>	9,0
9.	Try	7,6
10.	Met	4,5

go i fenyloalaniny. Aktywnością 10% i niższą wykazały się leucyna, walina, asparagina, tryptofan i metionina. W przypadku pirogronianu przenoszenie grup aminowych na ww. ketokwas zaobserwowano u glicyny, kwasu asparaginowego, asparaginy, kwasu amino-masłowego, izoleucyny i fenyloalaniny. Transaminacja była znikoma i obserwowano znikome nagromadzenie się w jej przebiegu alaniny. Z tych względów nie oznaczano ilościowo aktywności w procesie transaminacji poszczególnych aminokwasów i ograniczono się do wizualnej oceny stwierdzającej jej obecność za pomocą znaków + i — oraz + —. Uzyskane wyniki zestawiono w tab. 5.

Interesującym faktem było widoczne nagromadzenie się w wyniku transaminacji z pirogronianem na chromatogramach seryny. Spostrzeżenie to łączy się z zaobserwowaną w poprzedniej pracy akumulacją tego aminokwasu w tkankach nogi ślimaka w niskiej temperaturze i w stanie głodu (praca oddana do druku w „Acta Physiologica Polonica”). Synteza seryny w procesie transaminacji może dowodzić istnienia w homogenizacie tkanki nogi ślimaka winniczka endogennego kwasu oksypirogronowego względnie enzymu oksydazy kwasu pirogronowego utleniającego użyty akceptor do oksypirogronianu. W tkance mięsnej ślimaka istnieje prawdopodobnie transaminaza przenosząca grupę aminową z aminokwa-

sów na oksypirogronian. Taka transaminaza została wykryta wcześniej w innym materiale biologicznym (24), co tłumaczy nam drogę biosyntezy seryny w organizmach zwierzęcych. Na podstawie nagromadzenia się seryny w tkankach nogi ślimaka w niskiej temperaturze można przypuszczać, że omawiany enzym uaktywnia się w niskiej temperaturze. Postawiona hipoteza może wyjaśniać przyczynę biosyntezy seryny w niskiej temperaturze w tkankach nogi ślimaka *Helix pomatia* L.

W świetle przeprowadzonych badań wydaje się, że centralną rolę w procesie transaminacji w tkance mięsnej nogi ślimaka winniczka spośród dwóch przebadanych systemów odgrywa kwas ketoglutaryowy jako akcep-

Tab. 5. Wizualna ocena reakcji transaminacji w homogenizacji tkanki nogi ślimaka winniczka przy zastosowaniu pirogronianu jako akceptora grupy  $-\text{NH}_2$   
The visual estimation of transamination reaction in the homogenization of the Roman snail's leg tissue with the use of pyruvate as an acceptor of group  $\text{NH}_2$

Lp.	Aminokwas donator grupy $-\text{NH}_2$	Ocena przebiegu reakcji transaminacji
1.	Gli	+
2.	Asp	+
3.	Asp- $\text{NH}_2$	+
4.	Ileu	+
5.	Leu	+
6.	alfa- $\text{NH}_2$ mas.	+
7.	Arg	+
8.	Fen	+
9.	Wal	+—
10.	Pro	—
11.	Glu	—
12.	Met	—
13.	Cys	—
14.	Try	—
15.	Liz	—
16.	Tre	—

Legenda: + oznacza przebieg reakcji transaminacji na podstawie gromadzenia się alaniny, — oznacza, że reakcja transaminacji nie przebiega, +— wynik wątpliwy.



tor oraz kwas asparaginowy i alanina jako donatory grup aminowych. Pirogronian nie wykazuje widocznej roli w biosyntezie alaniny. Małą aktywność transaminazy pirogronianowej wykazano wg metody Umberta w homogenizacie tkanki ślimaka winniczka. Aktywność transaminazy szczawiooctowej była 11-krotnie wyższa niż pirogronianowej. Prolina, lizyna i glicyna i treonina nie odgrywają żadnej roli w procesie transaminacji przebadanych dwóch układów i biosyntezie kwasu glutaminowego i alaniny w tkankach nogi ślimaka winniczka.

## PIŚMIENNICTWO

1. Awapara J., Seale B.: *J. Biol. Chem.* **194**, 497, 1952.
2. Barroulier I.: *Naturwiss.* **42**, 416, 1955.
3. Braunstein A., Kritzman M.: *Enzymologia* **18**, 393, 1937.
4. Braunstein A., Azarkh Z.: *Biochimija* **22**, 430, 1957.
5. Braunstein A., Azarkh Z.: *Arch. Biochem. Biophys* **69**, 634, 1957.
6. Cammarata P., Cohen P.: *J. Biol. Chem.* **187**, 439, 1950.
7. Cammarata P., Cohen P.: *J. Biol. Chem.* **193**, 53, 1951.
8. Coon M. J., Abrahamsen N. S. B., Greene G. S.: *J. Biol. Chem.* **199**, 75, 1952.
9. Cohen P.: *Methods in Enzymology*, Vol. 2, New York 178, 1955.
10. Fales F.: *Clin. Chem.* **2**, 249, 1956.
11. Feldman L., Gunsalus I.: *J. Biol. Chem.* **187**, 821, 1950.
12. Florkin M., Stolz E. H.: *Comprehensive Biochemistry Elsevier Publishing Company Amsterdam, London, New York* **13**, 82, 1964.
13. Herbst R., Engel L.: *J. Biol. Chem.* **107**, 505, 1934.
14. Iskierko J.: *Acta Physiol. Polon.* **12**, 455, 1962.
15. Jenkins W., Yphantis D., Sizer J.: *J. Biol. Chem.* **234**, 51, 1959.
16. Jenkins W., Sizer J.: *J. Biol. Chem.* **234**, 1179, 1959.
17. Kluge I. V.: *Biochimija* **21**, 516, 1956.
18. Knoop F.: *Z. Physiol. Chem.* **67**, 489, 1910.
19. Knox W. C., May - Knox M.: *Biochem. J.* **49**, 686, 1951.
20. Lenard P., Straub F.: *Studies Inst. Med. Univ. Szeged* **2**, 59, 1942.
21. Leuthardt E.: *Lehrbuch der Physiol. Chem. Berlin* **418**, 1957.
22. Meister A., Tice S.: *J. Biol. Chem.* **187**, 173, 1950.
23. Neubauer O.: *Dent. Arch. Klin. Med.* **95**, 211, 1909.
24. Raczyńska-Bojanowska K., Bełżecka K.: *Postępy Biochem.* **6**, 163, 1960.
25. Reitman S., Fränkel S.: *Am. J. Clin. Pathol.* **28**, 56, 1957.
26. Rogulski J.: *Postępy Biochem.* **12**, 36, 1966.
27. Schlenk F., Fischer A.: *Arch. Biochem.* **12**, 60, 1947.
28. Snell E.: *J. Biol. Chem.* **154**, 313, 1944.
29. Snell E.: *Vitamins and Hormones* **16**, 77, 1958.
30. Tarczyński I. M.: *Biochimia* **27**, 916, 1962.
31. Thorne C. B., Gomez C. B., Honsewright C. D.: *J. Bacterial* **69**, 357, 1955.
32. Troll W., Caman R.: *J. Biol. Chem.* **200**, 803, 1953.

Otrzymano 16 II 1973.

## РЕЗЮМЕ

В представленной работе авторы сообщают, что проследили в продукте гомогенизации мышечной ткани ноги виноградной улитки две системы трансаминирования при применении акцепторов группы  $-NH_2$  альфа-кетоглутарана и пирувата натрия, а также 17 аминокислот как доноров группы  $-NH_2$ .

Как следует из представленных данных, самой активной в трансаминировании оказалась система альфа-кетоглутарана в качестве акцептора, а также аспарагиновая кислота и аланин в качестве доноров аминокрупп. Эфир пировиноградной кислоты проявлял незначительную активность в процессах трансаминирования. Авторы заметили в вышеуказанной системе трансаминирования накопление серина, что, по их мнению, может свидетельствовать о существовании в ткани ноги улитки двух энзимов, оксидазы пирогроновой кислоты и трансаминазы, переносящей аминокруппу на оксипирогроновую кислоту. Присутствие вышеуказанных энзимов могло бы указывать на путь биосинтеза серина в тканях ноги виноградной улитки.

## SUMMARY

In the presented paper the authors thoroughly examined two transamination systems with the use of acceptors from group  $NH_2$  alpha ketoglutarate and pyruvate sodium and 70-t aminoacids as donars of group  $NH_2$  in the homogenization of the Roman snail's leg muscle tissue.

It seems evident from the presented data, that the most active system as an acceptor in transamination was alpha ketoglutarate, and as donars of the amino group asparagine acid and alanine. Pyruvate showed a minimal activity in the transamination process. In the above mentioned transamination system the authors noticed an accumulation of serine, which in their opinion may be proof of the existence of two enzymes in the leg tissue of the snail, oxidose of pyruvate acid and transminases, transferring the amino group into oxypyruvate acid. The presence of enzym w/w could possibly lead the way to bisynthesis of sernine in the Roman snail's leg tissue.