

Piśmiennictwo

1. *Brudnicki W.*: Wpływ stosowania mieszanki Monomix w żywieniu bukatów na zawartość wybranych składników mineralnych w surowicy krwi i moczu oraz na wskaźniki hematologiczne. Praca dokt. SGGW-AR, Warszawa 1983.
2. *Evans G. O.*: Clin. Bioch. 31, 652, 1985.
3. *Gärtner Chr., Rose H., Hempel R. D., Kunze R. D.*: Radiobiol. Radiother. 24, 331, 1983.
4. *Hütter H. J., Böhme L., Kluge R.*: Z. med. Laboratoriums diagn. 26, 58, 1985.
5. *Jung K., Wischke U. W.*: Clin. Chem. 30, 856, 1984.
6. *Kaneko J. J.*: Serum proteins and the dysproteinemias, w: Clinical biochemistry of domestic animals, Wyd. J. J. Kaneko, Acad. Press, London, 1980.
7. *Peters J. E., Schneider I., Haschen R. J.*: Clin. chim. Acta 36, 280, 1972.
8. *Szczekliik E.*: Enzymologia kliniczna, PZWL, Warszawa 1974.
9. *Trollfors B., Bergmark J., Hiesche K., Jagenburg R.*: Infection 12, 20, 1984.

Adres autora: prof. dr habil. Aleksandra Malinowska, ul. Malawskiego 1 m. 31, 02-641 Warszawa

Малиновская А., Шолленбергер А. — Влияние применения смеси в кормлении убойных телят на активность аланиламинопептидазы (ААР) в сыворотке и моче телят

Исследование активности аланиламинопептидазы провели в 3 возрастных группах скота, насчитывающих по 10 голов. Для исследований использовали сыворотку крови и мочу телочек, бычков и молочных коров. Сверх того исследовали 20 бычков, разделенных на 2 равные группы. Подопытная группа получала как добавку к корму витаминно-минеральную смесь Monomix в течение 120 дней. У этих животных кроме исследования активности энзима в сыворотке и моче определяли также содержание полного белка и его фракций в сыворотке.

На основе результатов проведенных исследований можно констатировать, что сыворотка скота показывает небольшую активность аланиламинопепти-

дазы существенно понижающуюся с возрастом животных. У убойных телят отчетливое понижение наблюдается особенно в последний срок исследования. Активность этого энзима в моче убойных телят ок. 2-кратно выше чем и телочек и молочных коров. После 30 дней задавания убойным телятам смеси Monomix активность ААР в их моче растет. Применение смеси не вызвало существенных изменений в протеинограмме сыворотки убойных телят.

Malinowska A., Schollenberger A. — The influence of Monomix (feed) used in the nutrition of calves past the vealer stage on the activity of alanylaminopeptidase in the serum and urine

The activity of alanylaminopeptidase was tested on three age groups of cattle, each containing 10 animals. The serum and urine of calves, young bulls and milking cows were used. In addition, the examinations were performed on 20 young bulls divided into 2 groups. A control group was being given as a supplement Monomix (mash with vitamins and minerals) for 120 days. In this group, apart from the enzyme assay, the content of total protein and its fractions were tested. It was found that alanylaminopeptidase in the bovine serum was not very active and decreased along with the age of animals. In calves past the vealer stage its concentration was considerably lower in the last term of examination. The activity of the enzyme in the urine of the animals was twice higher than in female calves and milking cows. The activity of alanylaminopeptidase following Monomix feeding increased in animals after 30 days its employing. The usage of the mash did not cause any essential changes in the proteinogram of the sera coming from calves after the vealer stage.

FIZJOLOGIA ZWIERZĄT

STANISŁAW BARANOW-BARANOWSKI, KRZYSZTOF JANUS

Metody oznaczania wielkości przestrzeni wodnych w żywym organizmie

Katedra Fizjologii Zwierząt Wydziału Zootechnicznego AR, ul. Dr. Judyńca 6, 71-466 Szczecin

Woda stanowi niezbędną, niezastąpioną część składową każdego żywego organizmu, spełniając w nim szereg bardzo ważnych funkcji. Pełni ona rolę rozpuszczalnika, uczestniczy w procesach trawienia i wchłaniania, stanowi środowisko przebiegu reakcji biochemicznych i dyfuzji elektrolitów. Woda przenika swobodnie przez błony komórkowe, stanowiąc czynnik integrujący każdy żywy organizm.

Całkowita woda — TBW (Total Body Water) zawarta w organizmie zwierzęcym podzielona jest przez błony komórkowe na szereg przestrzeni płynowych, do których należą płyny: pozakomórkowy i wewnątrzkomórkowy.

Płyn pozakomórkowy stanowi środowisko otaczające każdą żywą komórkę, wymieniającą z

nim wszystkie pobierane i wydalane substancje. Jego skład zbliżony jest do tego, jaki istniał w wodzie pierwotnych oceanów, z których wywodzą się organizmy zwierzęce. Płyn pozakomórkowy jest heterogenny, w jego skład wchodzi następujące fazy: a) szybko wymieniaalna — składająca się z osocza krwi i płynu międzykomórkowego, b) wolnowymieniaalna — obejmująca płyn tkanki łącznej. Wymienione 2 fazy są częściami składowymi czynnej przestrzeni pozakomórkowej. Szczególnym rodzajem płynu pozakomórkowego jest płyn transcelularny znajdujący się w przewodzie pokarmowym, drogach moczowych, jamach surowiczych, komórkach oka. Do płynu transcelularnego zalicza się także płyn mózgowo-rdzeniowy. Płyn transcelular-

ny nie znajduje się w prostej równowadze dyfuzyjnej z osoczem krwi. Równowaga ta jest zachowana dzięki aktywnym mechanizmom transportowym. Na podkreślenie zasługuje znaczenie płynu zawartego w przewodzie pokarmowym, ponieważ w stanach patologicznych znaczna część płynu pozakomórkowego może znajdować się w rozciągniętych pętlach jelit.

Płyn wewnątrzkomórkowy — ICF (Intracellular Fluid) wypełnia wnętrze wszystkich żywych komórek organizmu, oddzielonych od siebie błoną półprzepuszczalną, swobodnie przenikliwą dla cząsteczek wody. Między płynem zewnątrz- i wewnątrzkomórkowym istnieje stan równowagi dynamicznej. Procesy wymiany wody między poszczególnymi przestrzeniami organizmu zachodzą z dużą szybkością. Zmiany zawartości wody w poszczególnych przedziałach płynowych uwarunkowane są nie tylko procesami osmotycznymi, ale i wymiennymi. Podkreślić należy tu rolę tzw. wewnętrznych procesów cyrkulacyjnych. Zalicza się do nich procesy zachodzące w naczyniach włosowatych (mechanizm Starlinga), krążenie płynów przewodu pokarmowego oraz filtrację i resorpcję zachodzące w nerkach. Procesy te zachodzą bez naruszania objętości osocza, przy decydującym udziale płynu międzykomórkowego. Zdaniem większości badaczy, głównym czynnikiem kierującym ruchem wody między poszczególnymi przedziałami płynowymi jest ciśnienie osmotyczne. „Kontroluje” ono rozmieszczenie i ilość płynu w przestrzeniach wodnych organizmu.

Pierwsze ilościowe, dość dokładne oznaczenia zawartości wody całkowitej w organizmie ludzi i zwierząt przeprowadzone zostały w połowie XIX wieku. Owcześni badacze stosowali bezpośrednią metodę wysuszenia całego organizmu w temperaturze 100°C do stałego ciężaru. W celu rozwiązania szeregu fizjologicznych i klinicznych problemów związanych z gospodarką wodno-mineralną żywego ustroju, konieczne stało się jednak opracowanie metod pozwalających na przeprowadzenie szybkich, dokładnych i bezpiecznych badań *in vivo*. Szereg metod odpowiadających wymienionym wymaganiom zostało opracowanych i opartych na zasadach rozcieńczania znanej ilości substancji testowej. Zasada ta zaproponowana w 1915 r. przez Rowntree, Keitha i Geraghtyego wyrażona została w postaci wzoru: $V = S/C$, gdzie V = przestrzeń, w której ekwilibruje substancja testowa, S = ilość podanej substancji, C = stężenie substancji w osoczu po zakończeniu okresu ekwilibracji.

Szczególne właściwości błon komórkowych organizmu pozwalają na dobranie określonych substancji rozcieńczających się równomiernie tylko w osoczu krwi, płynie pozakomórkowym, lub w całej ilości wody zawartej w ustroju. Substancje używane do mierzenia wielkości poszczególnych przestrzeni wodnych muszą spełniać szereg warunków: nie mogą być toksyczne, podlegać szybkiemu i równomiernemu

rozcieńczaniu w określonych przedziałach płynowych, nie mogą wpływać na rozdział wody na poszczególne przestrzenie, nie mogą ulegać metabolizacji w ustroju (w czasie trwania testu), nie mogą ulegać szybkiej eliminacji z organizmu, muszą być łatwo i dokładnie oznaczalne w płynach ustrojowych.

Do oznaczania całkowitej ilości wody w organizmie stosuje się:

a) tlenek deuteru (D_2O) — zdaniem wielu autorów (38, 39, 50) związek ten (zbliżony biologicznie i chemicznie do H_2O) pozwala najdokładniej zmierzyć objętość wody zawartej w żywym organizmie. Zaletą D_2O jest bardzo szybko dyfuzja przez błony komórkowe, trwająca w przypadku świnek morskich 9 minut, królików 8—13 minut, a psów 15—20 minut. Nieco dłużej trwa rozprzestrzenianie się tlenku deuteru w organizmie ludzkim (60 minut). Nerki ssaków nie mają zdolności do koncentrowania D_2O , tak że jego stężenia w moczu i osoczu są identyczne (50). Eliminacja tlenku deuteru z organizmu jest bardzo powolna, u ludzi połowa wprowadzonej dawki zostaje wydalona dopiero po upływie 9 dni. Po wprowadzeniu D_2O do organizmu następuje wymiana pewnej ilości atomów deuteru na atomy wodoru, dlatego też przestrzeń deuterowa jest o około 0,5—2% większa od rzeczywistej zawartości wody w ustroju. Jak dowiodły badania Schloerba i wsp. (38), nie więcej jednak niż 5% wprowadzonych atomów deuteru ulega przemianom wewnątrz organizmu. Podsumowując, można stwierdzić, iż metoda deuterowa powinna być uznana za referencyjną w stosunku do innych metod oznaczania objętości wody całkowitej w żywym organizmie. Powszechne jej stosowanie uniemożliwia jednak konieczność posiadania specjalistycznego i z reguły bardzo kosztownego sprzętu.

b) tlenek trytu — THO (17, 25) — właściwości tego związku zbliżone są generalnie do D_2O , ulega on jednak wolniejszemu rozprzestrzenianiu się w organizmie,

c) antypirynę (12, 15, 19, 30, 33) — substancję tę stosuje się powszechnie do oznaczania zawartości wody całkowitej w organizmie zwierząt gospodarskich i laboratoryjnych. Jej zaletami są: łatwość dozowania (zarówno *per os*, jak i dożylnie), szybka dyfuzja przez błony komórkowe i nieskomplikowane oznaczanie w płynach ustrojowych. Antypiryna przenika jednak w dużych ilościach do żywca, co praktycznie uniemożliwia jej użycie do oznaczania objętości wody całkowitej w organizmie przeżuwaczy w wieku powyżej 3 m-cy (12, 33). U zwierząt tych można stosować w tym celu N-acetylo-4-aminoantypirynę (34). Sporadycznie obserwowane są także objawy alergii poantypirynowej. Zdaniem niektórych autorów (18, 30) metoda antypirynowa powinna zostać uznana za metodę rutynową, pozwalającą szybko, wystarczająco dokładnie i przy niewielkim nakła-

dzie kosztów określić zawartość wody całkowitej w żywym ustroju,

d) mocznik (4, 14 32) — związek ten będący „naturalnym” składnikiem żywego organizmu pozwala na dokładne zmierzenie zawartości wody całkowitej, przy uwzględnieniu ilości wytworzonej w ustroju i wydalanej przez nerki w czasie wykonywania oznaczenia.

e) etanol (13, 21, 47).

Zawartość wody całkowitej w żywym organizmie była przedmiotem badań wielu autorów (12, 14, 15, 17). Uzyskane wyniki wynosiły średnio 60% masy ciała, wykazując jednak dość znaczne wahania (od 45 do 72% m.c.; przytoczone dane dotyczą osobników dorosłych). Doświadczenia przeprowadzone na bardzo młodych i młodych zwierzętach oraz noworodkach i dzieciach dostarczyły danych jednoznacznie świadczących o znacznie większej procentowej zawartości wody w nowo narodzonym i rozwijającym się organizmie (75—85% m.c.) (11, 34, 37, 39). Ogólnie przyjmuje się, że procentowa zawartość wody w organizmie samców jest nieco wyższa niż u samic, co związane jest ze stopniem rozwoju tkanki tłuszczowej i mięśniowej (11, 28). Odmienne wyniki uzyskał w swych badaniach (przeprowadzonych na owcach) English (9).

Podczas gdy całkowita ilość wody w organizmie daje oznaczyć się wymienionymi wyżej metodami z dużą dokładnością i powtarzalnością, o tyle pomiar objętości płynu pozakomórkowego (ECF — Extracellular Fluid) stwarza wiele problemów. Wynikają one stąd, iż używane do pomiaru objętości ECF substancje różnią się między sobą zdolnością rozpuszczania w płynie międzykomórkowym i osoczu, stopniem wydalania, a niektóre z nich mogą przenikać też w pewnych stanach patologicznych przez błony komórkowe (10).

Metody oznaczania zawartości płynu pozakomórkowego w żywym organizmie podzielić można generalnie na dwie grupy:

a) oparte na wykorzystaniu substancji nie-elektrolitowych o charakterze cukrowców, jak: inulina (2, 15), sacharoza (27), glukoza (5, 48), mannitol (26) oraz tiosiarczan sodu (7, 34).

b) oparte na wykorzystaniu rodanków (6, 29, 35), bromków (8), żelazocyjanków (51, 52), radioaktywnych bromków (44), siarczanów (42, 43) oraz chlorków (37). Substancją najczęściej i najchętniej używaną były i są rodanki, a szczególnie rodanek sodowy, ze względu na jego absolutną nietoksyczność (w stosowanych dawkach), szybkie rozcieńczanie się w płynie pozakomórkowym, wolne eliminowanie z ustroju, a także bardzo łatwe oznaczanie w osoczu za pomocą reakcji z jonami Fe^{+3} (18, 46). Metoda rodankowa nie jest jednak wolna od pewnych niedostatków. Rodanki w niektórych stanach chorobowych przenikają do komórek, co powoduje znaczne zawyżenie uzyskiwanych wyników (18). W warunkach fizjologicznych wnikają one do komórek wątroby i erytrocytów

oraz wiążą się z albuminami osocza (15, 46). Dlatego też metoda rodankowa nadaje się szczególnie do wykonywania kolejnych oznaczeń zawartości wody pozakomórkowej u tych samych osobników (29, 46).

Interesującym, ważnym i jeszcze nie do końca wyjaśnionym problemem jest to, która z dwu wymienionych grup substancji „cukrowcowa” czy „elektrolitowa” pozwala na określenie rzeczywistej zawartości płynu pozakomórkowego w organizmie. Substancje z grupy cukrowcowej i tiosiarczan sodu rozcieńczają się bowiem jedynie w osoczu oraz płynie międzykomórkowym, tj. w szybkowymienialnej fazie przestrzeni wodnej pozakomórkowej, tylko niewielkie ich ilości wnikają do włókien tkanki łącznej. Izotopy chloru, bromu, a także bromki, rodanki i żelazocyjanki „obejmują swym działaniem” także włókna łącznotkankowe, co powoduje, że objętość płynu pozakomórkowego obliczona przy ich zastosowaniu jest od 5 do 10% masy ciała większa od przestrzeni substancji z grupy cukrowcowej.

Objętość płynu pozakomórkowego w organizmie zwierzęcym wynosi średnio 200—250 ml/kg masy ciała (9, 15, 29). Dane te dotyczą osobników dorosłych. Zdecydowana większość autorów prac dotyczących wielkości przestrzeni wodnych żywego organizmu zgodna jest co do faktu występowania u nowo narodzonych oraz rozwijających się ludzi i zwierząt znacznie większej procentowej zawartości płynu pozakomórkowego w porównaniu z osobnikami dorosłymi (10, 16, 34, 37, 42, 43). Uzyskane w badaniach ww. autorów wyniki wahają się w granicach od 300 do 400 ml ECF/kg masy ciała. W przeciwieństwie do różnic w % zawartości wody całkowitej u osobników męskich i żeńskich, względny udział płynu pozakomórkowego w organizmie nie wydaje się być związany z płcią (8, 35). Stwierdzono natomiast wyraźną ujemną korelację między objętością (ml/kg) płynu pozakomórkowego a stopniem otluszczenia organizmu (35).

Bezpośrednie oznaczenie objętości płynu wewnątrzkomórkowego jest niewykonalne. Koniecznym okazuje się określenie objętości wody całkowitej organizmu i objętości płynu pozakomórkowego. Różnica między tymi wielkościami dobrze obrazuje objętość przestrzeni wodnej wewnątrzkomórkowej.

Objętość osocza — PV (plasma volume) oznacza się najczęściej w oparciu o metody barwnikowe z zastosowaniem błękitu Evansa (T-1824) (11, 24, 53) i błękitu Geigy (31). Obecnie coraz częściej używane są substancje o charakterze koloidalnym jak alkohol poliwinylowy (20), dekstran (22), a także białka znaczone izotopami jodu, np. albumina J-131 (45) oraz erytrocyty znakowane radioaktywnym chromem, żelazem i fosforem.

Objętość osocza w organizmie zwierzęcym oznaczona za pomocą wymienionych wyżej metod wynosi średnio 40—50 ml/kg masy ciała

(34, 37, 49) (dane dotyczą osobników dorosłych), wartości te są zdecydowanie wyższe w nowo narodzonym i rozwijającym się organizmie, wahając się w granicach 70—100 ml/kg m.c. (3, 23, 40, 41, 49). Wahania względnej zawartości osocza w ustroju mogą być m.in. związane ze stopniem odżywienia (40, 41). Wydaje się natomiast, że płeć nie wywiera większego wpływu na objętość osocza (przeliczoną na jednostkę masy ciała) (36).

Piśmiennictwo

1. Alikutty K. M., Rajamani S.: Indian Vet. J. 50, 1182, 1973.
2. Bechner E. L., Joseph B. J.: Am. J. Physiol. 183, 314, 1965.
3. Bieguszeński H.: Roczn. Nauk rol. 80, 229, 1962.
4. Boulange M., Franck C.: Compt. rend. Soc. biol. 153, 2021, 1969.
5. Byczkov W. P., Markaran M. W.: Lab. delo. 4, 217, 1969.
6. Carlson G. P., Harrold D., Rambaugh G. E.: Am. J. Vet. Res. 40, 587, 1979.
7. Dalton R. G.: Brit. Vet. J. 120, 117, 1964.
8. Daum S.: Cas. Lek. Ces. 87, 837, 1951.
9. English P. B.: Res. Vet. Sci. 7, 258, 1966.
10. Friis-Hansen B.: Acta paediat. 43, 444, 1954.
11. Friis-Hansen B.: Pediatrics. 28, 169, 1961.
12. Garrett W. N., Meyer J. H., Lafgreen G. P.: J. Anim. Sci. 18, 116, 1959.
13. Gruner O., Saimen A.: Klin. Wschr. 39, 92, 1961.
14. Hammond A. C., Rumsey T. S., Haaland G. L.: Growth 48, 29, 1984.
15. Iwanow J., Pachmurnyj W. A.: Biul. ex. Biol. Med. 30, 123, 1965.
16. Ješkova D., Smrckova D.: Zbl. Veterinarmed. 17, 527, 1970.
17. John C. B., Ranjhan S. K., Pathak N. N., Bhargava B., Singh U. B.: Indian J. Anim. Sci. 45, 495, 1975.
18. Karpova E. P., Dementeva A. M., Malyshev J. J., Poljanski G. N.: Lab. delo 5, 266, 1969.
19. Kay M., Jones A. A., Smart R.: Brit. J. Nutr. 20, 439, 1966.
20. Lebedeva N. K., Szestakov N. W.: Lab. delo 5, 294, 1965.
21. Loeppky J. A., Hyhre L. G., Venters M. D., Luft U. C.: J. Appl. Physiol.: Respir. Environ. Exercise Physiol. 42, 803, 1977.
22. Manewicz E. E.: Lab. delo 1, 23, 1966.
23. Mollerberg L., Ekman L., Jacobsson S. O.: Acta vet. Scand. 16, 178, 1975.
24. Persson S. G. B., Uberg L. E.: Acta vet. scand. 20, 10, 1979.
25. Phillips R. W., Knox K. L.: J. Dairy. Sci. 52, 1664, 1969.
26. Piekarskij D. E., Czizik O. P.: Lab. delo 5, 271, 1969.
27. Pierson R. N., Price D. C., Wang J., Jain R. K.: Am. J. Physiol. 235, 354, 1978.
28. Pierson R. N., Wang J., Coit E. W., Neumann P.: J. Chron. Dis. 35, 419, 1982.
29. Placer Z., Rath R., Slabochova Z.: Čs. Gastroent. Vyž. 16, 35, 1962.
30. Placer Z., Rath R., Slabochova Z.: Čs. Gastroent. Vyž. 18, 103, 1964.
31. Placer Z., Rath R., Slabochova Z.: Čs. Gastroent. Vyž. 18, 103, 1964.
32. Preston R. L., Kock S. W.: Proc. Soc. Exp. Biol. Med. 143, 1057, 1973.
33. Pronina W. W.: Nauc. tech. bjul. NII zivotnovod. Lesostepi i Polesia USSR 27, 11, 1980.
34. Pronina V. V.: Moloc.-mjasnoje skoterstvo. Kijev 52, 93, 1980.
35. Rath R., Slabochova Z., Placer Z.: Čs. Gastroent. Vyž. 16, 503, 1962.
36. Rath R., Placer Z., Slabochova Z.: Čs. Gastroent. Vyž. 18, 332, 1964.
37. Schiessler A., Jaster H. J., Grosse-Siestrup Ch., Unger V., Bucherl E. S.: Zbl. Vet. Med. 24, 298, 1977.
38. Schloerb P. R., Friis-Hansen B., Edelman I. S., Solomon A. K., Moore F. D.: J. clin. Invest. 29, 1296, 1950.
39. Shields R. G., Mafan D. C., Byers F. M.: J. Anim. Sci. 57, 66, 1983.
40. Sisson T. R. C., Lund C. J., Whalen L. E., Telek A.: J. Pediat. 55, 163, 1959.
41. Sisson T. R. C., Whalen L. E., Telek A.: J. Pediat. 55, 430, 1959.
42. Thornton J. R., English P. B.: Res. Vet. Sci. 22, 298, 1977.
43. Thornton J. R.: Brit. Vet. J. 134, 283, 1978.
44. Tomaszewski I. O., Grabunja R. I., Kaplan M. A.: Med. radiologia 21, 15, 1976.
45. Trusov W. W.: Lab. delo 4, 215, 1969.
46. Tulczyński M.: Pol. Arch. Med. Wewn. 25, 775, 1955.
47. Walle A. J., Gruner O., Niedermayer W.: Nephron 26, 286, 1980.
48. Watrin J. L.: Ann. Soc. Belge Med. trop. 43, 283, 1963.
49. Wels A., Horn V.: Berl. Münch. tierarztl. Wschr. 79, 181, 1966.
50. Woodford S. T., Murphy M. R., Davis C. L.: J. Dairy. Sci. 67, 2336, 1984.
51. Zweens J., Frankena H., Rispens P., Zijlstra W. G.: Arch. int. Physiol. Biochim. 82, 402, 1974.
52. Zweens J., Frankena H., Rispens P., Zijlstra W. G.: Pflügers Arch. 357, 275, 1975.
53. Zak R.: Cas. Lek. Ces. 96, 457, 1957.

Adres autora: doc. dr hab. Stanisław Baranow-Baranowski, ul. Tkacka 58/7, 70-556 Szczecin

PRAKTYKA LABORATORYJNA

ELŻBIETA M. HEYDRYCH

Modyfikacja fluorymetrycznego oznaczania witaminy A w surowicy

Zakład Ekologii Produkcji Zwierzęcej, Instytut Weterynarii, ul. Grunwaldzka 250, 60-166 Poznań

Wielu autorów opisało czułe fluorymetryczne metody oznaczeń witaminy A w surowicy, osoczu i innych tkankach (7, 8, 10, 12, 15, 18, 19, 21, 25). Metody te oparte są na pomiarze fluorescencji witaminy A wyekstrahowanej z tkanki do rozpuszczalnika organicznego.

Żółto-zieloną fluorescencją witaminy A charakteryzują wzbudzenie i emisja o maksimach przypadających, w przypadku długości fal nieskorygowanych, pomiędzy 325 a 345 nm i 470 a 490 nm (8, 16). Intensywność fluorescencji witaminy A jest na tyle wysoka, że jej ilości poniżej 0,1 µg w mililitrze są łatwo wykrywalne (8).

Główną przyczyną błędnych oznaczeń ilościowych witaminy A są powszechnie występujące

w roślinach karotenoidy (10, 14, 24). Poziom ich we krwi jest wysoki w przypadku spożycia produktów roślinnych. Wpływ karotenoidów na fluorescencję witaminy A jest dwójaki, bowiem bezbarwny fitofluen zawyża ją, natomiast barwne karoteny zaniżają (12, 18, 20, 21, 25). Pewnym sposobem pozbycia się ich są metody chromatograficzne (4, 6, 19, 20, 23, 24).

W pracach Thompsona i wsp. (18, 19, 21) zwraca się głównie uwagę na konieczność eliminowania udziału fitofluenu w oznaczeniach fluorymetrycznych witaminy A. Thompson i wsp. (19, 20, 21) zaproponowali metodę oznaczeń ilościowych witaminy A, wykluczającą wpływ fitofluenu bez uprzedniego oczyszczenia chromatograficznego. Polega ona na zastosowa-