

Na podstawie dotychczasowych doświadczeń można przewidzieć, że alfa-cyanoakrylowe kleje chirurgiczne znajdują szerokie zastosowanie w praktyce weterynaryjnej.

Piśmiennictwo

1. Artykuł redakcyjny: J. Am. med. Ass., 194, 201, 1967.
2. Awe W. C., Roberts W., Braunwald N. S.: Surgery, 54, 322, 1963.
3. Bielicki F., Kędra H., Noczyński L.: XLVI Zjazd Chirurgów Polskich, Lublin, 69, 1972.
4. Drak J.: Tworzywa Sztuczne w Medycynie, 4, 83, 1967.
5. Filipienko V. J.: Vestn. Oftal., 4, 25, 1966.
6. Freese P., Heinrich P., Hinze M.: Der Chirurg, 37, 56, 1966.
7. Freese P., Heinrich P., Hinze M.: Der Chirurg, 36, 483, 1965.
8. Gwóźdź E., Kurnatowski W., Szretter-Szmid M., Krych J., Łojek T.: Klin. Oczna, 41, 815, 1971.
9. Healey J. E.: J. Surg. Res. 1, 267, 1961.
10. Hennessy R. G., Thompson R. K., Arnold J. G.: Surgery, 60, 744, 1966.
11. Kędra H.: XLVI Zjazd Chirurgów Polskich, Lublin, 51, 1972.
12. Krzyżanowski J., Studnicki W., Pelc T., Brzozowski T.: Badania doświadczalne nad wrażliwością drobnoustrojów wyizolowanych z wydzieliny zapalnej gruczołu mlekowego krów na klej cyanoakrylowy in vitro. Medycyna Wet. (w druku).
13. Kurnatowski W., Brzozowski T.: XLVI Zjazd Chirurgów Polskich, Lublin, 47, 1972.
14. Kurnatowski W., Gwóźdź E., Kalczak M., Krych J., Brzozowski T.: Klin. Oczna, 42, 575, 1972.
15. Kurnatowski W., Gwóźdź E., Kieniewicz S., Brzozowski T., Kalczak M., Krych J.: Klin. Oczna, 42, 569, 1972.
16. Kurnatowski W., Uszyński H.: XLVI Zjazd Chirurgów Polskich, Lublin, 47, 1972.
17. Kuś H., Kędra H.: XLVI Zjazd Chirurgów Polskich, Lublin, 46, 1972.
18. Malajew A. A.: Vestn. Oftal., 4, 17, 1969.
19. Kwietniak K., Orszulok J.: Pol. Tyg. Lek., 23, 65, 1968.
20. Manax W. G., Bloch J. H., Longerbeam J. K., Lillehei R. C.: Surgery, 54, 663, 1963.
21. Marable S. A., Wagner D. E.: Surg. Forum, 13, 264, 1962.
22. Matsumoto T.: Archs Surg., 96, 226, 1968.
23. Matsumoto T., Hardaway R. M., Heisterkamp Ch. A., Pani K. C., Leonard F.: Archs Surg., 94, 861, 1967.
24. Matsumoto T., Hardaway R. M., Pani K. C., Leonard F., Heisterkamp Ch. A., Margetis P. M.: Surgery, 61, 567, 1967.
25. Matsumoto T., Pani K. C., Hardaway R. M., Leonard F.: Archs Surg. 94, 184, 1967.
26. Matsumoto T., Pani K. C., Kovaric J. J., Hamit H. T.: Archs Surg., 97, 727, 1968.
27. Matsumoto T., Dobeck A. S., Pani K. C., Kovaric J. J., Hamit H. T.: Archs Surg., 97, 527, 1968.
28. Mielkumow W. A.: Chirurgija, 3, 97, 1968.
29. Morgenstern L., Kahn F. H., Weinstein I. M.: Surgery, 60, 336, 1966.
30. Noszczyk W., Kulicki M.: Pol. Prz. Chir., 42, 380, 1970.
31. Noszczyk W., Kulicki M., Lucer C., Kieniewicz S.: XLVI Zjazd Chirurgów Polskich, Lublin, 48, 1972.
32. Noszczyk W., Kulicki M., Szretter-Szmid M., Wichrzycka E.: Pol. Prz. Chir., 41, 1393, 1969.
33. Noszczyk W., Szretter-Szmid M., Kulicki M., Wichrzycka E.: Pol. Prz. Chir., 41, 882, 1969.
34. Noszczyk W., Wichrzycka F., Szreter-Szmid M., Kulicki M.: Pol. Tyg. lek. 24, 1805, 1969.
35. Ota K., Mau Sh., Mizumo K., Inou T.: Archs Surg., 96, 231, 1968.
36. Page R. C., Borick P. M.: Archs Surg., 94, 162, 1967.
37. Pelc T.: kontakty osobiste.
38. Plachta H., Smolarek F., Kalczak M.: XLVI Zjazd Chirurgów Polskich, Lublin, 50, 1972.
39. Ponicki F.: Prz. lek., 26, 402, 1970.
40. Ponicki F., Tomasiak B.: Prz. lek., 26, 570, 1970.
41. Redo S. F., Ecker R. R.: Archs Surg., 93, 319, 1966.
42. Reynolds R. C., Fassett D. W., Astill B. D., Casaret L. J.: J. Surg. Res. 6, 132, 1966.
43. Rogalski E., Kędra H., Feszczuk J.: XLVI Zjazd Chirurgów Polskich, Lublin, 50, 1972.
44. Seidenberg B., Garro E., Pimental R., Hurwitt E. S.: Ann. Surg. 158, 721, 1963.
45. Smolarek F., Waniewski E., Klepka W., Stawarz B., Plachta H., Kurnatowski W., Mastalerski J., Kalczak M.: XLVI Zjazd Chirurgów Polskich, Lublin, 45, 1972.
46. Stawarz B., Smolarek F., Klepko W., Plachta H., Kalczak M.: XLVI Zjazd Chirurgów Polskich, Lublin, 49, 1972.
47. Studnicki W., Rubaj B., Krzyżanowski J., Brzozowski T.: Badania doświadczalne nad stosowaniem kleju chirurgicznego do zespalandia ran strzyków u krów. Medycyna Wet. (w druku).
48. Studnicki W., Mucha M., Brzozowski T.: Zastosowanie kleju cyanoakrylowego w zabiegach kosmetycznych u psów. Medycyna Wet. (w druku).
49. Vasco J. S., Brockman K.: Ann. Surg., 162, 123, 1965.
50. Weissberg D., Goetz R. H.: Surg. Gyn. Obst. 119, 1248, 1964.
51. Wojnar V. S., German A. J., Moghul T. H., Scarano D.: Archs Surg., 89, 237, 1964.
52. Zagórski W., Bokwa J., Kurnatowski W., Kalczak M.: XLVI Zjazd Chirurgów Polskich, Lublin, 49, 1972.

Adres autora: dr Wojciech Studnicki, 20-030 Lublin, ul. Raabego 7 m. 21.

ZDZISŁAWA SIEDLECKA-BINDER, ALOJZY GABRYŚ

Test obciążeniowy fruktozą, jako badanie uzupełniające przy określaniu stopnia uszkodzenia mięszu wątrobowego zwierząt

Z Zakładu Higieny Weterynaryjnej w Katowicach

W niniejszej pracy obserwowano zawartość fruktozy w płynach ustrojowych niektórych gatunków zwierząt oraz zastosowano test obciążenia fruktozą.

Fruktoza jest mało znanym i niedocenianym związkiem w przemianie węglowodanowej. Wyniki testu obciążeniowego fruktozą pozwalają sugerować, że jest on wskaźnikiem uszkodzenia mięszu wątrobowego (1, 2, 4, 5, 7).

Materiał i metody

Badano stężenie fruktozy w następujących płynach ustrojowych zwierząt:

1. w surowicy świń i cieląt,
2. w krwi pełnej świń, cieląt, kotów, świnek morskich,
3. w pełnym mleku krowim pobranym z rannego udoju,
4. u świnek morskich wykonano test według Straussa (5) obciążenia fruktozą podając doustnie 1 g/kg wagi ciała w 20% roztworze. Oznaczono stężenie fruktozy w krwi pełnej na czczo oraz co 30 minut w ciągu 3 godzin,
5. analogiczny test obciążenia wykonano u kotów zdrowych,
6. u kotów zarażonych *Toxoplasma gondii* wykonano test według Straussa, postępując jak w pkt. 4. Oznaczenia wykonano w 3 i 10 tygodniu od daty zarażenia.

Fruktozę oznaczano metodą kolorymetryczną van Handela (3) zmodyfikowaną przez Nixona (6). Metoda ta polega na utworzeniu kompleksu antrono- fruktozowego w temperaturze 37°C. Intensywność powstałego kompleksu o zabarwieniu zielonym oceniano kolorymetrycznie w aparacie Specol Zeiss-Jena przy długości fali świetlnej 600 nm.

Stężenie fruktozy odczytywano z krzywej kalibracyjnej sporządzonej z oznaczenia standardów o różnych stężeniach.

Wyniki i omówienie

Jak wykazały badania stężenia fruktozy w surowicy świń, cieląt oraz w krwi pełnej świń, cieląt, świnek morskich i kotów było niewielkie, nie przekraczające wartości 10 mg/100 ml. Wyższe stężenie fruktozy 72,25 ± 11,25 mg/100 ml uzyskano w pełnym mleku krowim pobranym z rannego udoju (tab. 1). Na podstawie wykonanego tekstu według Straussa, stężenie fruktozy we krwi pełnej u zdrowych świnek morskich po doustnym obciążeniu ich tym związkem wykazało wzrost już w 30 minut po obciążeniu.

Tab. 1. Stężenie fruktozy w płynach ustrojowych niektórych zwierząt

Rodzaj płynu ustrojowego	Ilość przyp.	Stężenie fruktozy w mg/100 ml
Surowica świńska	10	3,26 ± 1,15
Krew pełna świńska	10	3,91 ± 0,71
Surowica cielęca	10	4,99 ± 2,6
Krew pełna cielęca	10	6,94 ± 2,5
Krew pełna świnek morskich	8	6,87 ± 1,8
Krew pełna kotów	10	4,35 ± 1,95
Mleko krowie	20	72,25 ± 11,25

Szczyt stężenia osiągnięto w 60 minut. Po 180 minutach następował spadek stężenia fruktozy do granic wyjściowych. Podobnie przedstawia się krzywa fruktozowa u kotów zdrowych. Maksimum stężenia fruktozy obserwuje się już w 30 minut od podania, przy czym wartość średnia nie przekracza wartości 10 mg/100 ml (tab. 2).

Tab. 2. Stężenie fruktozy we krwi pełnej kotów zdrowych po doustnym obciążeniu wg testu Straussa 1 g/kg wagi

Lp.	Fruktoza we krwi w mg/100 ml				
	na czczo	30 min.	60 min.	90 min.	12 min.
1.	4,3	10,3	8,5	7,5	5,0
2.	7,5	11,1	8,0	7,5	7,0
3.	3,7	8,0	6,2	5,0	3,0
M	15,5	29,4	24,7	20,0	15,0
\bar{X}	5,1	9,8	8,2	6,6	5,0

Natomiast u kotów zarażonych doświadczalnie *Toxoplasma gondii* obciążenie fruktozą powodowało wolniejsze wchłanianie fruktozy;

maksimum stężenia przypada dopiero w 90 minucie od obciążenia. Ponadto obserwuje się gwałtowny spadek stężenia fruktozy do wartości granicznej 10 mg/100 ml w 2 godziny od obciążenia. Intensywność zarażenia ma wpływ na wartość stężenia fruktozy, a nie na czas jej wchłaniania. U kotów zarażonych, wskutek uszkodzenia miąższu wątrobowego następuje wyraźne przesunięcie maksimum stężenia fruktozy w czasie (tab. 3).

Tab. 3. Stężenie fruktozy we krwi pełnej kotów zarażonych *Toxoplasma gondii* po doustnym obciążeniu według testu Straussa

	Fruktoza we krwi w mg/100 ml				
	na czczo	30 min.	60 min.	90 min.	120 min.
W trzy tygodnie od zarażenia	3,3	5,3	8,0	15,1	7,5
10 tygodni od zarażenia	6,5	14,1	18,0	25,0	10,5
10 tygodni od zarażenia	7,8	16,2	22,4	29,0	12,1
M	17,6	35,6	48,4	69,1	30,1
\bar{X}	5,9	11,9	16,1	23,0	10,0

Wnioski

Z badań nad obciążeniem fruktozą według Straussa wynika, że może mieć on wartość diagnostyczną, jako badanie uzupełniające przy określaniu stopnia uszkodzenia wątroby. W tych przypadkach obserwowano bowiem zmniejszoną tolerancję na ten związek i znacznie większy wzrost stężenia jego we krwi w porównaniu z grupą kontrolną.

Piśmiennictwo

1. Beyreiss K., Willgerodt H., Theile H.: Acta Biol. Med. German 33, 17, 1966.
2. Gracey M.: Lancet 17, 827, 1970.
3. van Handel E.: Anal. Biochem. 19, 19, 1967.
4. Herman R. H., Zakin D.: Amer. J. Clin. Nutr. 21, 516, 1968.
5. Homolka J.: Biochemia kliniczna, PZWL, 1971.
6. Nixon D. A.: Clin. Chim. Acta 26, 167, 1969.
7. Janssen P.: Parasitenk. 35, 97, 1970.

Adres autora: dr Zdzisława Siedlecka-Binder, 40-086 Katowice, ul. Zawadzkiego 33/112.

Седлецка-Биндэр З., Габрысь А. — Тест перагружэння фруктозой в качестве дополняющего исследования при определении степени повреждения паренхимы печени животных.

Концентрацію фруктозы определяли в полной крови свиней, телят, кошек и морских свинок, а также в полном коровьем молоке. У здоровых морских свинок и кошек тест провели по Страуссу. Аналогичный тест применили у кошек экспериментально зараженных *Toxoplasma gondii*. Установили пониженную толеранцию на фруктозу у зараженных животных (с повреждением паренхимы печени) и значительно более высокое повышение концентрации фруктозы в полной крови.

Siedlecka-Binder Z., Gabryś A. — **The test of fructose encumberance as a supplementary test in the determination of the degree of liver parenchyma destruction in animals.**

By the method of Nixon (1969) there was determined the level of fructose in blood of pigs, calves and guinea pigs, and also in cow's milk. The test

was carried out in normal guinea pigs and cats according to the Strauss method. The test was also employed in cats infected experimentally with *Toxoplasma gondii*. It was stated a diminished tolerance for fructose in infected animals (destruction of liver parenchyma) and a greater increase of fructose level in blood.

ALOJZY RAMISZ

Zastosowanie metod histochemicznych do wykrywania zatruc związkami fosforoorganicznymi

Z Zakładu Higieny Weterynaryjnej w Krakowie

W ostatnich latach wprowadzono do zwalczania szkodników roślin i zwierząt oraz do lecznictwa weterynaryjnego szereg estrów fosforoorganicznych. Wpłynęło to bezpośrednio na wzrost ilości zatruc zwierząt domowych tymi związkami na terenie naszego kraju (1, 2, 3, 5, 10). Estry fosforoorganiczne po dostaniu się do organizmu zwierząt dają trwałe połączenia z esterazami cholinowymi i inaktywują je. Na skutek nagromadzenia się endogennej acetylocholino w synapsach nerwowych dochodzi do zatrucia.

Wylonilo się równocześnie szereg trudności związanych z diagnozowaniem zatruc zwierząt domowych związkami fosforoorganicznymi. Juszkiewicz i wsp. (8) uważają, że ze względu na niskie stężenie esteraz w erytrocytach i osoczu krwi zwierząt (wielokrotnie niższe aniżeli u człowieka), większość metod elektrometrycznych i ich odmian, polegających na kolorymetrycznym pomiarze pH jest trudnych technicznie do wykonania. W oparciu o metodę Hestrina (7) autorzy ci opracowali praktyczny sposób oznaczania esterazy cholinowej w pełnej krwi, osoczu i krwinkach.

W niniejszej pracy zwrócono uwagę na możliwość praktycznego wykorzystania histochemicznej metody na aktywne cholinesterazy do wykrywania pośmiertnie zatruc zwierząt estrami fosforoorganicznymi.

Materiał i metody

Badania przeprowadzono na białych myszkach o wadze około 20 g. Zwierzęta kontrolne zabijano urazowo przez przerwanie rdzenia kregowego, a doświadczalne przy pomocy wysokich dawek (około 20 mg na myszkę) Neguvonu (Bayer), który podawano doustnie przy pomocy sondy. Aktywność cholinesteraz zwierząt kontrolnych badano bezpośrednio oraz 24 i 48 godzinach po zabiciu. Badanie przeprowadzono ogółem na 72 myszkach, w dwóch cyklach doświadczalnych.

Do wykrywania aktywnych cholinesteraz użyto metody Koelle-Friedenwald'a (9), w modyfikacji Gomori (6) i w adaptacji Bueding i wsp. (4).

Po hydrolizie substratu (jodku acetylotiocholiny lub jodku butyrylotiocholiny) uwolniona tiocholina reaguje z solą miedziową i tworzy trudno rozpuszczalny związek tiocholiny z miedzią. Ten przekształca się następnie pod wpływem siarkowodoru w dobrze widoczny związek (ciemno-brązowe stronty) tiocholiny z siarczkiem miedzi.

Odczynniki

1. Roztwór formaliny: 50 ml 40% formaliny rozpuścić w 450 ml wody redestylowanej.

2. Roztwór podstawowy: do 0,3 g siarczanu miedzi ($\text{CuSO}_4 \times 5\text{H}_2\text{O}$), 0,375 g glicyny ($\text{NH}_2\text{CH}_2\text{COOH}$), 1,0 g chlorku magnezowego ($\text{MgCl}_2 \times 6\text{H}_2\text{O}$) oraz 1,75 g kwasu maleinowego należy dodać 50 ml nasyconego w 100°C roztworu siarczanu sodowego (Na_2SO_4). Następnie należy dolać 20 ml N NaOH oraz dalsze 120 ml nasyconego roztworu Na_2SO_4 , mieszaninę ostudzić do temperatury pokojowej i ustalić pH N NaOH do 6,8. Całość należy umieścić w lodówce w temperaturze 4°C i dopiero na 2 godziny przed użyciem roztworu przenieść do temperatury pokojowej.

3. Roztwory substratów: a) 80 mg jodku acetylotiocholiny rozpuścić w 10 ml roztworu podstawowego, b) 91 mg jodku butyrylotiocholiny rozpuścić w 10 ml roztworu podstawowego. Roztwory substratów należy przygotować bezpośrednio przed użyciem. Przy małych skrawkach można przygotować w podanej proporcji odpowiednio mniejsze ilości roztworu substratu.

4. Roztwór do zatapiania: 8,5 g Polyvinylpyrrolidinu (PVP) rozpuścić w 15 ml 30% kwasu octowego.

5. Inne roztwory:

- nasycony na gorąco 40% roztwór siarczanu sodowego,
- 70% i 50% roztworu alkoholu etylowego,
- 30% kwas octowy,
- woda redestylowana.

6. Aparat Kippa — przygotowany do uzyskiwania siarkowodoru.

Postępowanie. Do badania użyto przepon, które po wypreparowaniu i przepłukaniu w płynie fizjologicznym utrwalano przez 20 min. w 10% roztworze formaliny w temperaturze 0°C. Następnie przepony płukano trzykrotnie każdorazowo po 15—20 min. w wodzie redestylowanej. Po przepłukaniu wkładano je na 2—4 godziny do roztworu podstawowego (bez substratu). Następnie przepony dzielono na dwie części i jedną część przenoszono na 30