

9. Christensen D. A., Steacy G., Kowalenko W., Smart M. E., Nicholson H. H.: Can. J. Anim. Sci. 64, 192, 1984.
10. Dick A. T., Dewey D. W., Gawthorne J. M.: J. Agric. Sci. 85, 567, 1975.
11. Edwin E. E., Markson L. M., Jackman R.: Br. Vet. J. 138, 337, 1982.
12. Ganther H. E., Bauman C. A.: J. Nutrition 77, 408, 1962.
13. Goodrich R. D., Tillman A. D.: J. Anim. Sci. 28, 484, 1966.
14. Gooneratne S. R., Olkowski A. A.: Can. Vet. J. 30, 139, 1989.
15. Gooneratne S. R., Olkowski A. A., Christensen D. A.: Can. J. Vet. Res. 53, 462, 1989.
16. Hard P. F., Ocumpaugh W. R., Greene L. W.: J. Anim. Sci. 69, 2310, 1991.
17. Harries W. N.: Can. Vet. J. 28, 717, 1987.
18. Hume J. D., Bird P. R.: Aust. J. Agric. Res. 21, 315, 1970.
19. Janowski T. M., Chmielewski J.: Medycyna Wet. 37, 265, 1981.
20. Jeffrey M., Duff J. P., Higgis R. J., Simpson V. R., Jackman R., Jones S. C., Mechie S. C., Livesey C. T.: Vet. Rec. 134, 343, 1994.
21. Johnson W. H., Meiske J. C., Goodrich R. D.: J. Anim. Sci. 27, 1166, 1968.
22. Julian R. J., Harrison K. B.: Can. Vet. J. 16, 28, 1975.
23. Kandylis K., Bray A. C.: Aust. J. Agric. Res. 33, 585, 1982.
24. Kandylis K.: J. Dairy Sci. 67, 2179, 1984.
25. Kennedy L. G., Mitchell G. E., Little C. O.: J. Anim. Sci. 12, 359, 1973.
26. Lesperance A. L., Bohman V. R., Oldfield J. E.: J. Anim. Sci. 60, 791, 1985.
27. Moshtaghi-Nia S. A., Devlin T. J., Philips G. D.: Can. J. Anim. Sci. 64, 193, 1984.
28. Moshtaghi-Nia S. A., Derlin T. J.: Can. J. Anim. 69, 187, 1989.
30. Olkowski A. A., Gooneratne S. R., Crichlow E. C., Rousseaux C. G., Christensen D. A.: Can. J. Vet. Res. 54, 113, 1990.
31. Olkowski A. A., Gooneratne S. R., Rousseaux C. G., Christensen D. A.: Res. Vet. Sci. 52, 78, 1992.
32. Qik, Lu C. D., Owens F. N., Lupton C. J.: J. Anim. Sci. 70, 2828, 1992.
33. Raisbeck M. F.: J.A.V.M.A.: 180, 1303, 1982.
34. Robinson J., Devlin T. J., Palmer W. M., Stanger N. E.: Can. J. Anim. Sci. 64, 192, 1984.
35. Robinson J. A., Devlin T. J., Wittenberg K. M., Stanger N. E.: Can. J. Anim. Sci. 67, 65, 1987.
36. Rousseaux C. G., Olkowski A. A., Chauvet A., Gooneratne S. R., Christensen D. A.: J. Vet. Med. A. 38, 229, 1991.
37. Rumsey T. S.: J. Anim. Sci. 46, 463, 1978.
38. Smart M. E., Cohen R., Christensen D. A., Williams C. M.: Can. J. Anim. Sci. 66, 669, 1986.
39. Spears J. W., Burns J. C., Hatch P. A.: J. Dairy Sci. 68, 347, 1985.
40. Suttle N. F.: Br. J. Nutr.: 32, 559, 1974.
41. Suttle N. F.: Br. J. Nutr. 34, 411, 1975.
42. Thompson L. H., Wise M. B., Harvey R. W., Barrick E. R.: J. Anim. Sci. 35, 474, 1972.
43. Weeth H. J., Capps D. L.: J. Anim. Sci. 34, 256, 1972.
44. Whanger P. D.: World Rev. Nutr. Diet. 15, 225, 1972.
45. White J. B.: Vet. Rec. 76, 278, 1964.

Adres autora: prof. dr hab. Eligiusz Madej, ul. Sowińskiego 7/24, 20-040 Lublin

E. G. GRÜNBAUM, M. HAARER

artykuł przeglądowy

Transfuzje krwi u psów i kotów*)

Klinika Chorób Wewnętrznych Małych Zwierząt Wydziału Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu w Giessen, RFN

Transfuzja krwi określana jest jako homeoplastyka lub krótkotrwała transplantacja tkanki, która wspomagać ma organizm w pokonywaniu pierwotnego schorzenia (26). U psów jest to już częsta, u kotów dość rzadko stosowana metoda lecznicza. Jej szerszemu stosowaniu stoją na przeszkodzie niepewności dotyczące grup krwi, braki surowic testowych i pewna kłopotliwość przeprowadzania zabiegu. W referacie przedstawiono obecny stan wiedzy nt. transfuzji krwi u psów i kotów i technikę jej przeprowadzania.

Wskazania i celowość terapeutyczna

Do wskazań zastosowania transfuzji należy przede wszystkim uzupełnienie objętości krwi lub jej składników przy ostrej lub chronicznej niedokrwistości pokrwotocznej (31), skazach krwotocznych, jak np. trombocytopenii, niedoborach niektórych czynników, zatruciach kumarynowych (23, 24, 27), przy hemolitycznych lub wtórnych anemiach (np. anemie aplastyczne lub niedoborowe (7, 11, 27), a także w stanach szoku (33). Prócz tego przetaczanie niewielkich ilości krwi wzmacnia hemopoezę i siły obronne organizmu. W formie wymiennego przetaczania ten sposób terapii jest przydatny w leczeniu zatruc.

W swym założeniu transfuzja krwi ma na celu osiągnięcie optymalnych korzyści, przy uniknięciu jednak serologicznych

reakcji przetaczania, jak i późniejszych następstw immunologicznych. Dla realizacji tych leczniczych założeń najważniejszym warunkiem jest zapewnienie zgodności serologicznej grup krwi. Dla tych celów koniecznymi są: przenoszenie tylko homologicznej, ewentualnie autologicznej krwi, zgodność grup krwi, tolerancja przeciwciał (naturalne przeciwciała u kotów) lub brak przeciwciał (u psów i kotów).

Uwarunkowania serologiczne grup krwi

Transfuzje wymagają wiedzy nt. grup krwi i ich przeciwciał u psów i kotów, a także nt. rodzaju przeciwciał dla poszczególnych grup krwi.

Grupy krwi u psów opracowane zostały w latach 60. przez zespół Swishera i Younga (29). Przedstawiono je w tab. 1. Wśród 7 ewent. 8 antygenów grupowych krwi u psów, okreś-

Tab. 1. Grupy krwi u psów i kotów

Psy*				Koty**	
Antygen	Występowanie w %	Antygen	Występowanie w %	Antygen	Występowanie w %
DEA 1.1	44,6	DEA 4	22,3	A	92,6
DEA 1.2	19,0	DEA 5	73,1		
DEA 2	5,0	DEA 6	99,4	B	6,7
DEA 3	98,4	DEA 7	88,4	AB	0,7

*) Tłumaczenie z oryginału z nr 8-1993 czasopisma Der Praktische Tierarzt.

Objaśnienia: * – wg pozycji piśmiennictwa 29, ** – wg 16.

lanych skrótem DEA od angielskiej nazwy Dog Erythrocyte Antigen, kliniczne znaczenie ma, według obecnego stanu wiedzy, tylko DEA 1.1, ze względu na jego wysokie własności antygenowe oraz występowanie u około połowy wszystkich osobników. Pozostałe antygeny krwi okazują się immunologicznie nieaktywnymi lub występującymi tylko u nielicznych (np. DEA 2) lub też u wszystkich psów (np. DEA 6).

Grupami krwi u kotów zaczęto się zajmować jeszcze w latach 1912–1915, a bardziej dokładne badania przeprowadził Holmes (20) w 1953 r. Nie znalazło to jednak naukowego zainteresowania. Dopiero prace Auera i Bella (1) z 1981 r. pozwoliły na stwierdzenie u kotów trzech grup krwi, w tym najczęściej występującą grupę A, rzadziej stwierdzaną typu B i bardzo rzadką typu AB. Częstość występowania tych grup krwi, według badań przeprowadzonych w naszej klinice, podano w tab. 1. Wśród 868 kotów wykazano występowanie grupy krwi typu A u 92,6% osobników, typu B u 6,7%, a typu AB u 0,7%. Grupy krwi typu O nie stwierdził dotąd u kotów żaden z autorów (16, 18, 19).

Wyniki naszych oznaczeń grup krwi u kotów są zgodne z danymi innych autorów, a zwłaszcza zespołu Giger (9). Badania te pozwalają na stwierdzenie, że występowanie poszczególnych grup krwi u kotów zależne jest przede wszystkim od

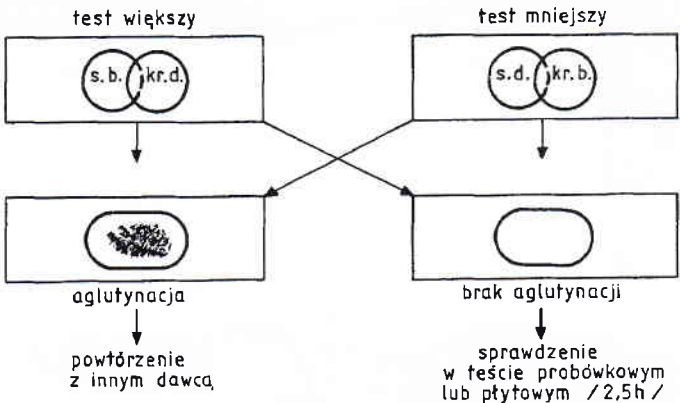
Tab. 2. Występowanie grup krwi u kotów w różnych strefach geograficznych

Kraj	Miasto	n	Grupy krwi (%)		
			A	B	AB
Wielka Brytania	Manchester	477	97,0	3,0	0
Francja	Paryż	350	85,0	15,0	0
Australia	Brisbane	1895	73,3	26,3	0,4
Japonia	Tokio	300	90,0	10,0	0
USA	Filadelfia – 1987	100	99,0	1,0	0
	Filadelfia – 1989	485	99,6	0,4	0
	Filadelfia – 1991	2172	89,0	11,0	0
RFN	Giessen	868	92,6	6,7	0,7
Austria	Wiedeń	229	89,0	11,0	0

Tab. 3. Grupy krwi kotów różnych ras (wg Haarera – 16)

Rasa	n	Grupy krwi w %		
		A	B	AB
Europejski krótkowłose	404	94	6	0
Maine-coon	23	100	0	0
Pers	157	92	8	1
Brytyjski krótkowłose	33	55	46	0
Abisyński, somalijski, ocicat	36	97	3	0
Syjam, burmański, orientalny krótkowłose	52	90	0	10
Devon-rex	3	0	100	0
Mieszance	160	98	2	0
Razem	868	92	7	1

Próba skryningowa na szkiełkach podstawowych



Ryc. 1. Próba krzyżowa określania zgodności grup krwi

Objaśnienia: s.b. – surowica biorcy, s.d. – surowica dawcy, kr.d. – krwinki dawcy, kr.b. – krwinki biorcy.

rasy zwierzęcia, a w małym stopniu od czynników geograficznych – wykazuje to tab. 2.

Przedstawiony w tab. 3 przegląd występowania grup krwi u różnych ras kotów wykazuje, że brytyjski kot krótkowłose i devon-rex cechują się stosunkowo częstym występowaniem grupy B krwi. Natomiast europejskie koty krótkowłose, persy oraz koty abisyńskie i somalijskie wykazują wyraźnie rzadkie występowanie tej grupy krwi. Utrzymywane powszechnie w Europie koty domowe, określane jako europejskie krótkowłose, charakteryzują się, jak już wspomniano, ok. 6% występowaniem grupy B krwi (16, 18, 19).

Istotne kliniczne znaczenie mają także, obok antygenów grupowych krwi, przeciwciała skierowane na poszczególne grupy krwi, a zwłaszcza ich występowanie i rodzaj. U psów wykazano pojawianie się tzw. immunoprzeciwciał dopiero od 7. dnia po transfuzji krwi niezgodnej z własną grupą, które po powtórnym przetoczeniu doprowadzają u ok. 24,7% osobników do hemolitycznych reakcji transfuzyjnych (8, 14, 15).

U kotów natomiast występują, podobnie jak i u ludzi, wrodzone naturalne przeciwciała wobec odmiennych niż własne grup krwi. Spośród 437 surowic kotów stwierdziliśmy u zwierząt z grupą krwi A w 47% przeciwciała dla grupy B krwi; w 5% były to niskomianowe ciepłe przeciwciała, których aktywność serologiczna ujawnia się dopiero w temperaturze 38,5°C, a więc w zakresie temperatury ciała; są to głównie hemolizyny o mianie 1:64. Koty z grupą krwi B miały w 93% surowice, w których stwierdzano przeciwciała dla grupy A. W 90% były to ciepłe aglutyniny i hemolizyny (16, 18, 19) o wysokim mianie (1:16 do 1:2048). Te naturalne przeciwciała dla niezgodnych z własną grupą krwi doprowadzają, jak wykazali Auer i Bell (2) oraz Giger i Bücheler (9), już po pierwszej transfuzji do natychmiastowych reakcji hemolitycznych. Według wyliczonego przez nas prawdopodobieństwa częstości występowania, tego typu reakcja może mieć miejsce u biorców grupy A krwi w 0,4% przypadków, a u biorców typu B aż w 84%.

Niezgodność grup krwi przejawia się skróceniem przeżywalności czerwonych krwinek (9, 22). Prowadzi to tym samym do zmniejszenia korzyści terapeutycznych transfuzji krwi, a dodatkowo jeszcze obciąża pacjenta. Możliwe są i dalej idące komplikacje, jak hemolityczna reakcja transfuzyjna ze śródnaczyniową hemolizą lub szokiem anafilaktycznym (4). Należy także wziąć pod uwagę następową, a niekorzystną



Ryc. 2. Zestaw dla pobierania krwi u psa



Ryc. 3. Zestaw dla pobierania krwi od kota

Tab. 4. Zasady postępowania w typowaniu grup krwi u kotów

Składnik wyjściowy	surowica testowa anty-A lub anty-B	? surowica	surowica testowa anty-A lub anty-B	bufor
Do tego dodać	? erytrocyty	erytrocyty A lub B	erytrocyty A lub B	erytrocyty A lub B
Wynik testu	określenie grupy krwi	stwierdzenie przeciwciał	dodatnia kontrola	negatywna kontrola

Objaśnienie: stosunek surowicy do erytrocytów jak 2:1

immunizację biorcy. Stąd też nieodzowna jest, dla uniknięcia następstw niezgodności grup krwi, serologiczna diagnostyka tej grupy jeszcze przed przeprowadzaniem przetaczania krwi. Polega ona u psa lub kota na serologicznych testach tolerancji lub ewent. oznaczaniu grupy krwi. Tę ostatnią należy przede wszystkim przeprowadzać u stałych dawców oraz u częstych biorców krwi, a także u zwierząt hodowlanych; u kotów ewentualnie przez wykazywanie przeciwciał.

Serologiczne sprawdzanie niezgodności grup krwi przeprowadza się *in vitro* jako próbę krzyżową między dawcą i biorcą, w zestawie większego i mniejszego testu, co przedstawiono na ryc. 1. Próbę krzyżową przeprowadza się na szkiełkach podstawowych w temperaturze pokojowej, co pozwala na wykazanie jedynie reakcji aglutynacyjnej, ale nie hemolizy. Ze względu na szybkie wysychanie na szkiełku składników krwi występować mogą fałszywe wyniki i niewłaściwe interpretacje. Stąd też przy negatywnym wyniku celowe jest jego sprawdzenie w teście probówkowym lub płytkowym. Testy te umożliwiają, zwłaszcza u kotów, stwierdzenie wywołanej przez hemolizy niezgodności między biorcą typu A a dawcą typu B krwi.

Kontrolna próba biologiczna wg Oehlckera, dla wykrycia *in vivo* niezgodności grup krwi, nie nadaje się, niestety, do stosowania u psów i kotów. U psów dochodzi bowiem tylko do nieznacznie zaznaczonych objawów klinicznych reakcji hemolitycznej, co można łatwo przeoczyć. U kotów natomiast już po przetoczeniu tylko 1 ml niezgodnej serologicznie krwi dochodzi do anafilaksji ze śmiertelnymi skutkami (4).

Typowanie grup krwi przeprowadza się poprzez dodanie do nieznanych, a badanych czerwonych krwinek surowicy testowej ze znanymi przeciwciałami. U psów przeprowadza się to bezpośrednim odczynem aglutynacyjnym, a u kotów testem aglutynacyjnym i hemolitycznym. Jeśli zachodzi potrzeba oznaczania u kotów naturalnych przeciwciał, dodaje się wówczas znane erytrocyty testowe do nieznanej, a badanej surowicy. Istnieje przy tym możliwość zróżnicowania badanych przeciwciał na ciepłe i zimne aglutyniny lub hemolizyny. Schemat tych postępowań przedstawiono w tab. 4.

Wydaje się celowe objaśnienie warunków metodycznych oznaczania grup krwi na przykładzie kotów. Wykazanie zwłaszcza hemolitycznej aktywności przeciwciał wymaga zastosowania czułych metod



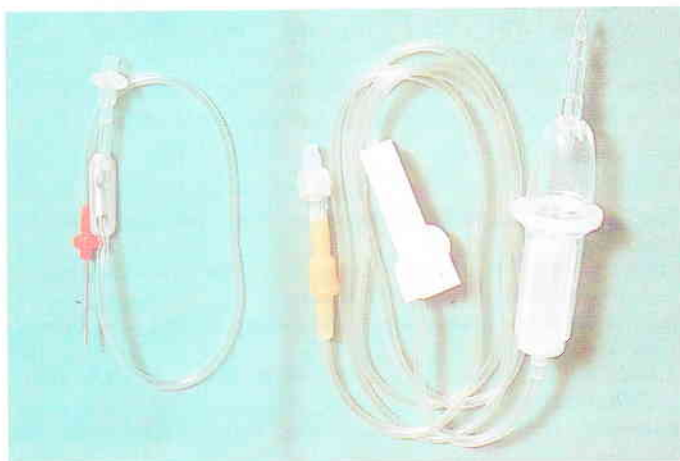
Ryc. 4. Pobieranie krwi od psa



Ryc. 5. Pobieranie krwi od kota



Ryc. 6. Pobieranie krwi od kota w pozycji siedzącej



Ryc. 7. Zestaw transfuzyjny z filtrem

testowych, jak np. test probówkowy lub płytowy. Temperatura inkubacji winna wynosić ok. 38,5°C, tj. winna być podobna do ciepłoty ciała, aby można było sprawdzić występujące *in vivo* reakcje antygen-przeciwciało. Aktywność aglutynacyjną i hemolityczną najlepiej sprawdzać w oddzielnych testach. Reakcja aglutynacji wymaga czasu inkubacji 30 do 60 minut, a hemolizy ok. 2,5 sekundy. Test hemolityczny wymaga dodatku absorbowanego komplementu krwi królika oraz dodania jonów Ca^{++} i Mg^{++} wraz z rozcieńczalnikiem (bufor Mayera). Próbę krzyżową można przeprowadzić w warunkach weterynaryjnej praktyki małych zwierząt. Natomiast typowanie grup krwi wymaga wyspecjalizowanego laboratorium (18, 19).

Technika pobierania krwi u psów i kotów

Do pobierania krwi nadają się najlepiej stali dawcy, o znanej grupie krwi; u psów winni być wyeliminowani dawcy o grupie

DEA-1.1, a u kotów dawcy winni mieć grupę krwi zgodną z biorcami grupy A lub B.

Tak psy, jak i koty dobrze tolerują pobieranie 20 do 22 ml krwi na kg masy ciała w 3-tygodniowych odstępach. Do pobierania i przechowywania krwi służą i są nieodzowne specjalne zestawy – woreczki plastikowe (koty) lub butelki do krwi, cewniki żyłne lub katetery do *vena jugularis* – ryciny 2 i 3. Krew od kotów najlepiej pobierać z *v. cephalica antebrachii* przy pozycji siedzącej, a w pozycji leżącej tak u psów, jak i kotów z *v. jugularis externa* (u kotów po uprzednim podaniu środków uspokajających) – ryc. 4 i 5. Stabilizatory krwi winny zawierać antykoagulanty i nośniki energetyczne, a dodatkowo jeszcze adeninę (zasadę purynową).

Rycina 4 przedstawia pobieranie krwi u leżącego psa z *vena jugularis externa* z butelką do przechowywania krwi i napełnieniem w podciśnieniu.

U kotów nie są przydatne szklane butelki z podciśnieniem, gdyż dojdzie może do zapadania się żył. Stąd też u kotów-biorców stosujemy pobieranie ponad 30 ml krwi za pomocą kateteru, po uprzednim podaniu środków uspokajających; krew spływa samoistnie (ryc. 5). Krew zbierana jest do 150 ml

pojemników, używanych u dzieci lub do 100 ml woreczków wielokrotnego użytku, stosowanych w medycynie ludzkiej. Ilość krwi poniżej 30 ml pobierana jest u siedzących kotów z v. *cephalica* za pomocą strzykawki, której wewnętrzne ściany pokrywane są stabilizatorem – ryc. 6.

Technika przetaczania krwi u psów i kotów

Do przetaczania krwi niezbędny jest zestaw transfuzyjny z filtrem – ryc. 7. Biorcę winno się w możliwie najmniejszym stopniu krępować, a krew należy podawać za pomocą dożylniej infuzji kroplowej. Przetaczaną krew wprowadza się do v. *cephalica antebrachii* i v. *saphena parva*. Krew należy odpowiednio wcześniej wyjąć z chłodzi, aby miała w czasie transfuzji temperaturę co najmniej pokojową.

Ilość przetaczanej krwi ustala się według wskazań. Przy normowolemii (normalnej objętości krwi) wskazane jest przetaczanie poniżej 5 ml na kg masy ciała i godzinę, a przy hipowolemii (zmniejszonej objętości krwi) 10–20 ml/kg m.c. i godzinę. Za pomocą następującego wzoru można wyliczyć, w oparciu o hematokryt, ilość przetaczanej krwi w ml:

$$\text{ml} = 2,2 \times \text{kg masy ciała biorcy} \times 60 \text{ lub } 90^{+/-} \times \frac{\text{Ht-d} - \text{Ht-a}}{\text{Ht-k}}$$

+/- – objętość krwi u kota = 60,0 ml, u psa = 90,0 ml

Ht-d = hematokryt docelowy, optymalny

Ht-a = hematokryt aktualny, pacjenta przed transfuzją

Ht-k = hematokryt konserwy, tj. krwi przetaczanej

Piśmiennictwo

- Auer L., Bell K.: The AB blood group system of cats. *Animal Bl. Gr. Bioch. Gen.* 12, 287, 1981.
- Auer L., Bell K.: Transfusion reactions in cats due to AB blood group incompatibility. *Res. Vet. Sci.* 35, 145, 1983.
- Auer L., Bell K.: Feline blood transfusion reactions. W: Kirk R. W. *Current Vet. Ther.* 9, 515, 1986.
- Auer L., Bell K., Coates S.: Blood transfusion reactions in the cat. *JAVMA* 7, 729, 1982.
- Authement J. M., Wolfsheimer K. J., Catchings S.: Canine blood component therapy: product preparation, storage and administration. *J. A. Anim. Hosp. Ass.* 23, 483, 1987.
- Cornell University News: Practice Bulletin: Feline blood transfusions. *Feline Practice* 17, 31, 1987.
- Cotter S. M., Holzworth J.: The hematopoietic system: Disorders of the hematopoietic system. W: Holzworth J.: *Diseases of the Cat. Medicine and Surgery.* Saunders W. B., Philadelphia, 1987, s. 755.
- Doherr W.: Blutgruppenbestimmung und serologische Verträglichkeitstestung vor und nach verträglichen und unverträglichen Bluttransfusionen beim Hund. *Praca dokt. Leipzig*, 1972.
- Giger U., Bücheler J.: Transfusion of type-A and type-B blood to cats. *JAVMA* 198, 411, 1991.
- Giger U., Bücheler J., Patterson D. F.: Frequency and inheritance of A and B blood types in feline breeds of the United States. *J. Heredity* 82, 15, 1991.
- Greene C. E.: Practical considerations of blood transfusion therapy. *J. Am. Anim. Hosp. Ass.: AAHA's 47th Ann. Meet. Proc.* 187, 1980.
- Greene C. E.: Blood transfusion therapy: An updated overview. *J. Am. Anim. Hosp. Ass.: AAHA's 49th Ann. Meet. Proc.* 187, 1982.
- Greene R. T.: Blood banking and transfusion therapy. *Compend. Contin. Educ. Vet. Techn.* 6, 134, 1985.
- Grünbaum E. G.: Möglichkeiten und Grenzen der Bluttransfusion beim Hund. *Praca hab., Leipzig* 1968.
- Grünbaum E. G.: Bluttransfusion und Infusionstherapie. W: Freudiger U.: E.-G. Grünbaum und E. Schimke: *Klinik der Hundkrankheiten. Cz. I.* Fischer, Stuttgart, 152, 1986.
- Haarer M.: Die klinische Bedeutung der Blutgruppen bei der Katze – Blutgruppenserologische Untersuchungen. *Praca dokt., Giessen*, 1992.
- Haarer M., Grünbaum E. G.: Zur Technik der Bluttransfusion bei der Katze. *Vortrag. WSAVA-Weltkongress, Wien, Okt.* 1991.
- Haarer M., Grünbaum E. G.: Zur Blutgruppendiagnostik bei der Katze. *Vortrag, 3. Jahrestagung der Fachgruppe Innere Medizin und Labordiagnostik, München, März* 1992.
- Haarer M., Grünbaum E.-G.: Zur Blutgruppendiagnostik bei der Katze. *Tierärztliche Praxis, im Druck*, 1993.
- Holmes R.: The occurrence of blood groups in cats. *J. Exp. Biol.*, 30, 350, 1953.
- Jones E. W., Lumb W. V. (Hrsg.): *Drugs and equipment for anesthetic emergencies.* W: Lumb W. V., Jones E. W.: *Vet. Anesthesia* (2nd ed.) Lea and Febiger, Philadelphia, 521, 1984.
- Marion R. S., Smith J. E.: Survival of erythrocytes after autologous and allogeneic transfusion in cats. *JAVMA* 183, 1439, 1983.
- Nolte I.: Indikation, Technik und Risiken der Blutübertragung bei Hund und Katze. *Der prakt. Tierarzt* 2, 133, 1986 a.
- Nolte I.: Untersuchungen zur Lagerfähigkeit von Blutkonserven des Hundes unter besonderer Berücksichtigung der Thrombozyten und Gerinnungsfaktoren. *Praca hab., Giessen*, 1986 b.
- O'Rourke L. G.: Practical blood transfusions. W: Kirk R. W.: *Current Vet. Ther., Sm. Anim. Pract.* VIII. Saunders, Philadelphia, 408, 1983.
- Otte E.: Zur Frage der Bluttransfusion bei den Haustieren. *Berl. Münch. Tierärztl. Wschr.* 69, 369 i 373, 1956.
- Pichler M. E., Turnwald G. H.: Blood transfusion in the dog and cat Part I. Physiology, Collection, Storage and Indications for whole blood therapy. *Comp. on Cont. Educ. Pract. Vet.* 7, 64, 1985.
- Renko V. T., Cotter S. M.: The procedures for treating anemic cats. *Vet. Med.* 85, 605, 1990.
- Swisher S. N., Young L. E.: The blood grouping system of dogs. *Physiol. Review* 41, 495, 1961.
- Tangner C. H.: Transfusion therapy for the dog and cat. *Compend. Contin. Educ. Vet. Pract.* 4, 521, 1982.
- Thornton G. W.: Blood transfusions. W: Kirk R. W.: *Current Vet. Ther.* IV, Saunders W. B., Philadelphia 10, 1971.
- Turnwald G. H., Pichler M. E.: Blood transfusion in dogs and cats Part II. Administration, Adverse Effects, and Component Therapy. *Comp. Contin. Educ. Vet. Pract.* 7, 115, 1985.
- Weiser M. G.: Erythrocytes and Associated Disorders. W: Sherding R. G.: *The Cat – Diseases and Clinical Management.* Churchill Livingstone, New York, 529, 1989.
- Young J. F. L.: Feline transfusions: A simple technique. *Compend. Contin. Educ. Vet. Tech.* 7, 268, 1986.

Adres autora: prof. dr. E.-G. Grünbaum, Lehrstuhl für Innere Krankheiten der Kleintiere, Medizinische und Gerichtliche Veterinärklinik I, Frankfurter Str. 126, 35392 Giessen, RFN

BLASCO J. M., GARIN-BATUJI B., MARIN C. M., GERBIER G., FANLO J., JIMENEZ DE BAGUES M. P., CAU C.: Efektywność różnych antygenów stosowanych w odczynie z czerwienią bengalską i w odczynie wiązania dopełniacza w diagnostyce zakażeń *Brucella melitensis* u owiec i kóz. (Efficacy of different Rose Bengal and complement fixation antigens for the diagnosis of *Brucella melitensis* infection in sheep and goats). *Vet. Rec.* 134, 415-420, 1994 (16)

Piętnaście różnych antygenów stosowanych w odczynie z czerwienią bengalską wykazywało różne miana dla surowicy standardowej anty-*Brucella abortus* w zależności od pH i koncentracji komórek. Ich specyficzność i czułość w odniesieniu do odczynu wiązania dopełniacza określono u owiec i kóz wolnych od zakażenia i zakażonych *Brucella*. Wszystkie antygeny zastosowane w odczynie z czerwienią bengalską i w odczynie wiązania dopełniacza cechowała 100% specyficzność w stadach owiec wolnych od zakażenia i w stadach nie poddanych szczepieniom przeciwko brucellozie. Duże różnice w czułości występowały pomiędzy antygenami stosowanymi w odczynie z czerwienią bengalską w przypadku surowic owiec, od których izolowano *Brucella* i od owiec ze stad zakażonych. Czułość odczynu wiązania dopełniacza przewyższała czułość testu z czerwienią bengalską. Badając surowice ze stad zakażonych wg wskazań Wspólnoty Europejskiej nie stwierdzano żadnych różnic w czułości pomiędzy obydwooma odczynami.