

FIZJOLOGIA ZWIERZĄT

STEFAN KOSSAKOWSKI

Rozmieszczenie kadmu u zwierząt

Pracownia Radiobiologii Instytutu Weterynarii, Al. Partyzantów 57, 24-100 Puławy

Kadm należy do cynkowców — rodziny dodatkowej II grupy układu okresowego pierwiastków. W skorupie ziemskiej występuje w nieznacznych ilościach, przeważnie stanowi domieszki w minerałach cynku lub tworzy w rudach cynku własne minerały — grewokit i otawit. Czysty metal otrzymuje się jako produkt uboczny przy produkcji cynku. Roczna produkcja kadmu w Polsce wynosi około 500 t, w świecie kształtowała się w 1970 r na poziomie 16 000 t z corocznym wzrostem o około 14%. Technologiczne wielokierunkowe zastosowanie kadmu powodują skażenie środowiska, stanowiące poważne zagrożenie dla ludzi i zwierząt.

Skażenie Cd, w zależności od wielkości dawki i charakteru ekspozycji, może wywołać zatrucia ostre lub przewlekłe. Kadm działa również na różne tkanki i narządy, a mianowicie wywołuje zmiany morfologiczne i czynnościowe w wątrobie, nerkach, martwicowe zmiany w jądrach z całkowitą bezpłodnością, anemię, nadciśnienie, zmiany immunokompetencyjne limfocytów, upośledzenie czynności tarczycy, trzustki, zaburzenia w przemianie mikroelementów i inne (2, 8, 14, 22, 25). Kadm może być czynnikiem wywołującym efekty nowotworowe i genetyczne (10).

Nic więc dziwnego, że ostatnio są coraz bardziej aktualne badania nad przemianą Cd u zwierząt. Badania te były dotychczas prowadzone głównie na małych zwierzętach labora-

toryjnych z uwzględnieniem różnych okresów po skażeniu i różnych narządów, co stwarza pewne trudności interpretacyjne. W dostępnym piśmiennictwie brak jest prac dotyczących przemiany Cd u ptactwa domowego. Celem więc poszerzenia dotychczasowych danych dotyczących przemiany Cd u zwierząt przeprowadzono odpowiednie badania, które stanowiłyby równocześnie podstawę do podjęcia dalszych badań, uwzględniających aspekty profilaktyczno-lecznicze skażeń zwierząt kadmem.

Materiał i metody

Badania przeprowadzono na 40 królikach o średniej wadze 3 kg, 40 kurach o wadze około 1,9 kg i 40 kaczek o wadze około 2 kg, karmionych dwa razy dziennie paszą standardową zgodnie z normatywami. Zwierzętom podawano jednorazowo dożyłkowo $^{115}\text{CdCl}_2$ w 0,1 N HCl produkcji IBJ — Ośrodek Produkcji i Dystrybucji Izotopów. Promieniotwórczy kadm o czystości promieniowania 99,9% po rozcieńczeniu H_2O dest. podawano zwierzętom w ilości 0,5 ml o globalnej promieniotwórczości rzędu 22 195 Bq u królików, 21 238 Bq u kaczek i 19 265 u kur. Równoległe przygotowywano dla badanych zwierząt próby wzorcowe.

Następnie zwierzęta w grupach po 4 szt. poddawano ubojowi po 1, 6, 12 h, 1, 3, 6, 14, 30, 60, 90 dniach od podania promieniotwórczego kadmu. Do badań radiometrycznych pobierano każdorazowo próby z następujących narządów: żołądek (u ptaków gruczołowy i mięśniowy), jelito cienkie i grube bez treści pokarmowej, wątroba, nerki, płuca, serce, mięśnie uda i łopatki, trzustka, tarczyca, nadnercza, krew, śledziona, mózg, jądra, skóra, sierść i pióra. Z pobra-

Tab. 1. Procentowa zawartość kadmu w narządach królików

Narząd (tk.) po	1h	6h	12h	1d	3d	6d	14d	30d	60d	90d
Żołądek	0,0020	0,0101	0,0095	0,0114	0,0010	0,0012	0,0016	0,0010	0,6031	0,0011
J. cienkie	0,0626	0,0411	0,0315	0,0335	0,0116	0,0060	0,0035	0,0014	0,0027	0,0041
J. grube	0,0008	0,8097	0,0114	0,0080	0,0012	0,0009	0,0013	0,0007	0,0018	0,0011
Wątroba	0,0012	0,0236	0,0076	0,0106	0,0141	0,0101	0,0241	0,0099	0,0109	0,0087
Nerki	0,0012	0,0372	0,0137	0,0410	0,0241	0,0313	0,0161	0,0501	0,0339	0,0318
Trzustka	0,0003	0,0013	0,0014	0,0041	0,0017	0,0010	0,0014	0,0010	0,0028	0,0019
Krew	0,0006	0,0019	0,0009	0,0016	0,0010	0,0006	0,0017	0,0008	0,0011	0,0016
Płuca	0,0007	0,1094	0,0410	0,0310	0,0106	0,0088	0,0166	0,0016	0,0012	0,0035
Śledziona	0,0004	0,0117	0,0055	0,0096	0,0011	0,0015	0,0056	0,0010	0,0021	0,0035
Mózg	0,0005	0,0013	0,0005	0,0009	0,0009	0,0005	0,0011	0,0002	0,0007	0,0025
Nadnercza	0,0006	0,0014	0,0003	0,0024	0,0010	0,0005	0,0019	0,0005	0,0007	0,0025
Tarczyca	0,0008	0,0012	0,0008	0,0009	0,0007	0,0014	0,0008	0,0004	0,0012	0,0016
Jądra	0,0005	0,0031	0,0017	0,0016	0,0003	0,0010	0,0013	0,0008	0,0020	0,0019
Serce	0,0009	0,0107	0,0085	0,0088	0,0020	0,0042	0,0028	0,0002	0,0024	0,0006
Mm. łopatki	0,0006	0,0008	0,0010	0,0013	0,0008	0,0029	0,0011	0,0005	0,0012	0,0011
Mm. uda	0,0005	0,0011	0,0009	0,0012	0,0021	0,0012	0,0010	0,0015	0,0002	0,0014
Skóra	0,0003	0,0031	0,0015	0,0033	0,0027	0,0034	0,0010	0,0005	0,0013	0,0032
Sierść	0,0004	0,0005	0,0004	0,0013	0,0009	0,0008	0,0012	0,0003	0,0016	0,0028
Kał	0,0013	0,0055	0,6016	0,1282	0,1090	0,0225	0,0015	0,0012	0,0019	0,0022
Mocz	0,0006	0,0011	0,0028	0,0027	0,0019	0,0028	0,0018	0,0029	0,0024	0,0025

nego materiału poddanego homogenizacji odważano próbkę 1 g (nadnercza i jądra w całości) i poddawano je badaniu radiometrycznemu.

Pomiar promieniotwórczości próbek wykonywano przy użyciu licznika scyntylacyjnego USB-2 z kryształem NAJ/Tl oraz przelicznika ZR-11. Wyniki pomiaru promieniotwórczości stanowiły podstawę do wyliczenia stężenia Cd w analizowanym materiale. Przeliczenia wykonywano wg następującego wzoru:

$$C = \frac{P}{W} \times 100, \text{ gdzie } C - \text{zawartość Cd w badanej próbce}$$

w odsetkach dawki podanej zwierzęciu z uwzględnieniem fizycznego półokresu rozpadu (43,5 d), P-ilość impulsów uzyskanych z badanej próbki w okresie 1 min (średnia pomiarów), W-liczba impulsów uzyskanych z wzorca w odpowiednim okresie badania, mierzonych w ciągu 1 min (średnia trzech pomiarów).

Wyniki i omówienie

Wyniki wykonanych pomiarów radiometrycznych przedstawiono w tab. 1—3.

Rozmieszczenie Cd w narządach i tkankach królików (tab. 1) w czasie całego okresu badań miało charakter jednofazowy (wzrost) w sierści; dwufazowy (wzrost-retencja) w nerkach, mięśniach szkieletowych, krwi, mózgu, trzustce, tarczycy, nadnerczach, jądrach i skórze; trójfazowy (wzrost-spadek-retencja) w jelicie cienkim, wątrobie, płucach, sercu, śledzionie; czterofazowy (wzrost-retencja-spadek-retencja) w żołądku i jelicie grubym. Największe ilości kadmu stwierdzano w nerkach i wątrobie. W nerkach maksymalna ilość 0,0501% w 1 g św. tk. występowała po 30 dniach, a w wątrobie 0,0241% po 14 dniach. Najmniejsze ilości Cd stwierdzano w mięśniach szkieletowych, mózgu, tarczycy, nadnerczach, w których maksymalne wartości stanowiły odpowiednio 0,0021%—0,0029%, 0,0013%, 0,0014% i 0,0025% w 1 g. św. tk. Znaczne ilości Cd stwierdzano w jelicie cienkim — w ciągu 1—3 dni w granicach 0,0626—0,0116% w 1 g św. tk.

U kur (tab. 2) rozmieszczenie Cd miało również charakter fazowy, z tym, że dwufazowy (wzrost-retencja) występował w nerkach, mięśniach szkieletowych, krwi, mózgu, trzustce, płucach, śledzionie, wątrobie, nadnerczach, jądrach, skórze; trójfazowy (wzrost-retencja-spadek) w żołądku gruczołowym; czterofazowy (wzrost-spadek-retencja-spadek) w żołądku mięśniowym i odmienny czterofazowy (wzrost-retencja-wzrost-retencja) w piórach. Największe ilości Cd w ciągu całego okresu badań stwierdzano u kur w nerkach i wątrobie. W nerkach maksymalny poziom 0,0561%, a w wątrobie 0,0197% w 1 g św. tk. stwierdzano po 30 dniach. Najmniejsze ilości Cd występowały w mięśniach szkieletowych — stężenie maksymalne 0,0021%, w mózgu 0,0024% i nadnerczach 0,0016% w 1 g św. tk. Poziom Cd w jelicie cienkim w okresie od 1 h do 6 dni kształtował się w granicach 0,4058—0,232% w 1 g św. tk.

U kaczek rozmieszczenie Cd w narządach i tkankach miało charakter dwufazowy (wzrost-retencja) w wątrobie, trzustce, nerkach, śledzionie, mięśniach szkieletowych; trójfazowy (wzrost-spadek-retencja) w żołądku gruczołowym, jelicie cienkim i trójfazowy (wzrost-retencja-spadek) w żołądku mięśniowym, jelicie grubym, sercu; czterofazowy (wzrost-retencja-wzrost-retencja) w płucach, krwi, mózgu, nadnerczach, jądrach, skórze, piórach. Jeśli idzie o zawartość Cd w poszczególnych narządach to największe ilości tego pierwiastka stwierdzano w nerkach i wątrobie. W nerkach maksymalna ilość 0,0832% i w wątrobie 0,0697% występowała po 30 dniach. Najmniejsze stężenia Cd stwierdzano w mięśniach — maksymalny poziom 0,0019—0,0026% i mózgu 0,0030% w 1 g św. tk. W jelicie cienkim stężenie Cd w okresie od 1 h do 6 dni kształtowało się w granicach 0,2132—0,0282% w 1 g św. tk.

Tab. 2. Procentowa zawartość kadmu w narządach kur

Narząd (tk.) po	1h	6h	12h	1d	3d	6d	14d	30d	60d	90d
Zołądek mięs.	0,0460	0,1933	0,0500	0,0364	0,0350	0,0406	0,0201	0,0433	0,0028	0,0022
Zołądek grucz.	0,0330	0,0171	0,0074	0,0020	0,0033	0,0033	0,0036	0,0045	0,0024	0,0011
J. cienkie	0,2132	0,2746	0,2505	0,1473	0,0339	0,0282	0,0114	0,0082	0,0019	0,0030
J. grube	0,0008	0,0053	0,0353	0,0091	0,0041	0,0039	0,0037	0,0032	0,0018	0,0008
Wątroba	0,0032	0,0050	0,0099	0,0053	0,0161	0,0166	0,0192	0,0197	0,0171	0,0116
Nerki	0,0016	0,0025	0,0044	0,0064	0,0204	0,0376	0,0492	0,0561	0,0333	0,0366
Trzustka	0,0021	0,0191	0,0015	0,0022	0,0029	0,0033	0,0055	0,0059	0,0036	0,0028
Krew	0,0006	0,0006	0,0005	0,0013	0,0005	0,0006	0,0003	0,0004	0,0009	0,0011
Płuca	0,0015	0,0008	0,0011	0,0010	0,0006	0,0005	0,0015	0,0013	0,0010	0,0011
Śledziona	0,0016	0,0018	0,0010	0,0012	0,0019	0,0020	0,0038	0,0060	0,0024	0,0025
Mózg	0,0008	0,0024	0,0004	0,0003	0,0008	0,0004	0,0014	0,0006	0,0010	0,0014
Nadnercza	0,0004	0,0007	0,0003	0,0007	0,0016	0,0014	0,0007	0,0003	0,0016	0,0006
Jądra	0,0016	0,0002	0,0004	0,0004	0,0007	0,0015	0,0002	0,0011	0,0006	0,0022
Serce	0,0015	0,0018	0,0009	0,0007	0,0010	0,0016	0,0010	0,0014	0,0015	0,0008
Mm. piersiowe	0,0002	0,0016	0,0002	0,0007	0,0009	0,0010	0,0001	0,0004	0,0021	0,0017
Mm. uda	0,0021	0,0006	0,0005	0,0003	0,0009	0,0008	0,0003	0,0009	0,0004	0,0006
Skóra	0,0006	0,0011	0,0003	0,0006	0,0030	0,0009	0,0006	0,0002	0,0015	0,0008
Pióra	0,0007	0,0013	0,0005	0,0009	0,0070	0,0028	0,0014	0,0008	0,0015	0,0011
Kał	0,0008	1,0052	0,2574	0,1067	0,0198	0,0075	0,0008	0,0019	0,0012	0,0003

Tab. 3. Procentowa zawartość kadmu w narządach kaczek

Narząd (tk.) po	1h	6h	12h	1d	3d	6d	14d	30d	60d	90d
Zołądek mięs.	0,0157	0,0210	0,0103	0,0192	0,0158	0,0138	0,0070	0,0024	0,0026	0,0011
Zołądek grucz.	0,0172	0,0088	0,0032	0,0053	0,0042	0,0069	0,0055	0,0036	0,0031	0,0023
J. cienkie	0,4058	0,3102	0,1443	0,1320	0,0583	0,0232	0,0052	0,0044	0,0037	0,0015
J. grube	0,0063	0,0184	0,0172	0,0176	0,0087	0,0045	0,0072	0,0013	0,0024	0,0015
Wątroba	0,0047	0,0078	0,0057	0,0190	0,0334	0,0697	0,0450	0,0283	0,0258	0,0588
Nerki	0,0009	0,0083	0,0080	0,0137	0,0465	0,0832	0,0591	0,0805	0,0613	0,0717
Trzustka	0,0010	0,0186	0,0025	0,0115	0,0062	0,0091	0,0073	0,0164	0,0099	0,0129
Krew	0,0006	0,0008	0,0004	0,0002	0,0007	0,0007	0,0010	0,0010	0,0029	0,0027
Płuca	0,0001	0,0002	0,0023	0,0012	0,0008	0,0010	0,0012	0,0036	0,0029	0,0034
Sledziona	0,0002	0,0004	0,0017	0,0007	0,0017	0,0054	0,0022	0,0019	0,0040	0,0046
Mózg	0,0001	0,0006	0,0016	0,0007	0,0004	0,0001	0,0003	0,0020	0,0030	0,0030
Nadnercza	0,0002	0,0002	0,0009	0,0003	0,0008	0,0006	0,0008	0,0011	0,0048	0,0023
Jądra	0,0003	0,0003	0,0015	0,0005	0,0004	0,0003	0,0007	0,0009	0,0040	0,0034
Serce	0,0003	0,0006	0,0024	0,0011	0,0016	0,0007	0,0011	0,0013	0,0015	0,0011
Mm. piersiowe	0,0001	0,0002	0,0015	0,0005	0,0002	0,0003	0,0007	0,0022	0,0018	0,0018
Mm. uda	0,0005	0,0003	0,0012	0,0012	0,0004	0,0003	0,0006	0,0019	0,0026	0,0011
Skóra	0,0001	0,0009	0,0012	0,0018	0,0007	0,0004	0,0012	0,0022	0,0029	0,0019
Pióra	0,0002	0,0006	0,0009	0,0009	0,0016	0,0032	0,0019	0,0023	0,0018	0,0011
Kał	0,0007	1,9236	0,5684	0,5624	0,2751	0,1553	0,0243	0,0020	0,0057	0,0038

Wydalenie Cd u królików przebiegało w początkowym okresie, tj. do 14 dnia po podaniu, głównie z kałem. Miało ono charakter trójfazowy (wzrost-spadek-retencja), a maksymalne stężenie Cd w kale 0,6016% w 1 g następowało po 12 h. Wydalenie z moczem przebiegało dwufazowo (wzrost-retencja) z maksymalnym stężeniem 0,0028% w 1 g po 12 h. Na tym na ogół poziomie wydalenie Cd z moczem utrzymywało się do 90 dnia podobnie jak od 14 dnia wydalenie z kałem. U kur wydalenie Cd miało charakter dwufazowy, mianowicie po maksymalnym wzroście Cd w kale w ciągu 12 h (0,2574% w 1 g) następował stopniowy jego spadek do 90 dnia (0,0008% w 1 g). U kaczek wydalenie Cd z kałem przebiegało również dwufazowo, po maksymalnym stężeniu 0,5684% w 1 g po 12 h następował powolny spadek ilości Cd w kale do 0,0038% w 1 g po 90 dniach.

Jak wynika z wcześniejszych badań (5, 12, 15, 21) wchłanianie Cd z przewodu pokarmowego zwierząt jest małe i kształtuje się w granicach 0,5—2,0%. W znacznie większym stopniu, bo w około 5—8% przebiega wchłanianie Cd z przewodu pokarmowego u ludzi (8). Intensywność wchłaniania Cd z przewodu pokarmowego jest w dużym stopniu uzależniona od diety np. znacznie wzrasta przy diecie niskobiałkowej (24), jak też przy niedoborze Ca i Fe (9).

U badanych królików, kur i kaczek największa globalna ilość Cd występowała w wątrobie, a najwyższe stężenie w nerkach. Podobnie kształtuje się odkładanie Cd u innych zwierząt np. u świń w ciągu 10 dni około 40% wchłoniętego Cd gromadzi się w wątrobie, a 10—14% w nerkach (21). Zawartość Cd w wątrobie wiąże się niewątpliwie z jej detoksykacyjną funkcją w organizmie. Z wątroby Cd jest wydzielany z żółcią (4), z tym że w jelicie cien-

kim następuje częściowo powtórne jej wchłanianie, co określa się jako krążenie wątrobowe Cd (10). Znaczne ilości Cd w nerkach pozostają w związku z jego wydalaniem z moczem, a zwłaszcza możliwością reabsorpcji w kanalikach nerkowych (17). Stąd też Cd gromadzi się w większych ilościach w części korowej nerek aniżeli rdzennej (8, 23). Przyjmuje się, że te możliwości kumulacji Cd w nerkach są ograniczone i kształtują się w przedziale 200—300 µg/g św. tk. (23). Po ich przekroczeniu występuje, wskutek uszkodzenia kanalików nerkowych, proteinuria ze wzrostem Cd w moczu. Znaczne stężenie Cd w obu wym. narządach wiąże się powszechnie z metalotioneiną (3, 6, 8), której syntezę stymuluje Cd zarówno w wątrobie, jak i nerkach (20). Ostatnio znaczenie metalotioneiny w kumulacji Cd w tkankach jest przez niektórych autorów kwestionowane (13).

Duże stosunkowo ilości Cd w jelicie cienkim są efektem wiązania tego pierwiastka przez metalotioneinę komórek śluzówki. W zależności od szybkości obumierania i odpadania tych komórek z kosmków jelitowych Cd jest wydalany z jelit (22). Istnieją sugestie (7), że jelito cienkie kontroluje poziom Cd przed jego rozmieszczeniem w organizmie.

Istotne znaczenie z klinicznego punktu widzenia posiada również fakt, że Cd przenika do mózgu, tarczycy, nadnerczy i trzustki, w której poziom może być niekiedy nawet zbliżony do poziomu w wątrobie (18). Dominująca konkurencyjność Cd w stosunku do Zn (2) może być powodem zaburzeń enzymatycznych w wymienionych narządach z zachwianiem neuro-hormonalnej równowagi regulacyjnej. Z kolei gromadzenie się Cd w jądrach w ilości 2,2—5,6 mg/kg (11) może wywoływać zmiany martwicowe, prowadzące do trwałej jałowości (1, 19).

Biorąc pod uwagę względy sanitarno-weterynaryjne, istotne znaczenie ma bardzo niskie natężenie kumulacji Cd w tkance mięśniowej. Godne przy tym podkreślenia jest podobieństwo w zawartości Cd w tkance mięśniowej i krwi. Badanie krwi może więc być wykorzystywane w przyżyciowej ocenie stopnia skażenia Cd zwierząt rzeźnych.

Analiza danych dotyczących rozmieszczenia Cd w odpowiednich tkankach i narządach królików, kur i kaczek wskazuje, że u królików w wielu narządach np. wątrobie, jelicie ciemim, płucach i śledzionie następuje maksymalny wzrost stężenia Cd szybciej aniżeli u ptaków, szybciej też następuje u królików spadek ilości Cd z retencją na niższym poziomie. Z kolei uwzględniając rozmieszczenie Cd u ptaków stwierdza się w poszczególnych narządach wolniejsze jego gromadzenie z osiąganiem wyższych stężeń u kaczek aniżeli u kur np. w płucach, mózgu, nadnerczach, skórze, jądrach. Powyższe rozbieżności w kinetyce Cd u badanych zwierząt pozostają niewątpliwie w związku z faktem, że chociaż ogólne zasady wchłaniania w przewodzie pokarmowym, jak również pozostałe procesy metaboliczne u ptaków są podobne do odpowiednich procesów występujących u ssaków, to jednak występuje wiele specyficznych odrębności gatunkowych, rzutujących na przemianę Cd.

Wydalenie Cd u królików następuje początkowo głównie z kałem, w mniejszym zaś stopniu z moczem. Po upływie zaś 14 dni ilości Ca wydalanego z kałem i moczem kształtują się podobnie. U ptaków wydalanie Cd z kałem przebiega na ogół podobnie, z tym, że u kaczek wolniej aniżeli u kur.

Wnioski

1. Kinetyka rozmieszczenia kadmu u królików, kur i kaczek charakteryzuje się przebiegiem fazowym, specyficznym dla poszczególnych narządów i różnym u badanych gatunków zwierząt.

2. U badanych zwierząt kadm gromadzi się w największych ilościach w wątrobie i nerkach, zaś w najmniejszych w mięśniach szkieletowych, mózgu, tarczycy, nadnerczach i jądrach.

3. Poziomy kadmu w tkance mięśniowej królików, kur i kaczek są zbliżone do jego poziomu we krwi obwodowej, co wskazuje na praktyczną możliwość wykorzystywania przyżyciowego badania krwi do oceny stopnia skażenia kadmem zwierząt rzeźnych.

Piśmiennictwo

1. Allanson M., Deanesly R.: *J. Endocr.* 24, 453, 1962.
2. Bruce K., Jacobson J. E., Turner G.: *Toxic.* 16, 1, 1980.
3. Cherian M. G., Goyer R. A.: *Life Sci.* 23, 1, 1978.
4. Caujolle F., Oustrin J., Silve-Mamy G.: *Eur. J. Toxic.* 4, 310, 1971.
5. Cotzias G. C., Borg D. C., Selleck B.: *Am. J. Physiol.* 201, 927, 1961.
6. Cousins R. J.: *Environm. Hlth. Perspect.* 28, 131, 1979.
7. Doyle J. J., Pfander W. H., Grebing S. E., Pierce J. O.: *J. Nutr.* 104, 104, 160, 1974.

8. Friberg L., Piscator M., Nordberg G. F., Kjellstrom T.: *Cadmium in the environment*, Cleveland, 1974.
9. Friberg L., Nordberg G. F., Vonk V. B.: *Handbook on the toxicology of metals*, Amsterdam, 1979.
10. International Agency for Research on Cancer: *Monographs on the evaluation of carcinogenic risk of chemicals to man*, 2, 23, 1973.
11. Jonsson A. D., Miller W. J.: *J. Reprod. Fertil* 21, 395, 1970.
12. Kaszwar K. C., Kaushal S., Kumar R.: *Bull. envir. Contam. Toxic.* 24, 321, 1980.
13. Kung-Lu Wong, Klaussen C. D.: *Toxic. appl. Pharmac.* 53, 343, 1980.
14. Kossakowski S.: Kadm-antropogeniczny czynnik toksykogeny w środowisku biologicznym. *Medycyna Wet.* w druku.
15. Miller W. J., Blackmon D. M., Martin W. G.: *J. Dairy Sci.* 52, 2029, 1968.
16. Moor W., Stara J. F., Crocker W. C.: *Environm. Res.* 6, 159, 1973.
17. Nordberg G. F.: *Environm. Physiol. Biochem.* 2, 7, 1972.
18. Nordberg G. F., Nishiyama K.: *Arch. envir. Health* 24, 209, 1972.
19. Parizek J., Zahor Z.: *Nature* 177, 1936, 1956.
20. Piotrowski J. K., Trojanowska B., Wisniewska-Knypl J. M., Botanowska W.: *Toxic. appl. Pharmac.* 27, 11, 1974.
21. Sasser L. B., Jarboe G. E.: *J. Nutr.* 110, 1641, 1980.
22. Spivey Fox M. R.: Cadmium metabolism. W podr. Prasad A. S. — Trace elements in human health and disease, str. 401, Acad. Press 1976.
23. Stowe H. D., Wilson M., Goyer R. A.: *Arch. Path.* 94, 389, 1972.
24. Suzuki S., Taguchi T., Yokohashi G.: *Indian Health* 7, 155, 1969.
25. Tsuchiya K.: *Cadmium studies in Japan*. Tokyo—Oxford 1978.

Adres autora: prof. dr Stefan Kossakowski, Partyzantów 57, 24-100 Puławy.

Коссаковский С. — Размещение кадмия у животных.

Исследования проводились на 40 кроликах, 40 курицах и 40 утках для установления кинетики кадмия у животных, что необходимо для предпринятия исследований, учитывающих профилактически-лечебные аспекты заражения животных кадмием. Животным вводилось однократно внутривенно $^{115}\text{CdCl}_2$, а затем подвергалось их забоя через 1, 6, 12 ч., 1, 3, 6, 14, 30, 60 и 90 дней. Радиометрические исследования охватывали: желудок (у птиц железистый и маскульный), тонкую и толстую кишку, печень, почки, легкие, сердце, мышцы бедра и лопатки, поджелудочную железу, щитовидную железу, надпочечники, кровь, селезенку, мозг, ядра, кожу, шерсть (перья).

Результаты исследований показали, что кинетика размещения кадмия у кроликов, кур и уток протекает фазовым способом, разным для отдельных видов и специфическим для соответствующих органов и клеток. В наибольших количествах кадмий обнаруживался в почках и печени, а в наименьших — в скелетных мышцах, мозгу, щитовидной железе, надпочечниках, ядрах. Накопление кадмия у птиц протекает медленнее чем у кроликов с тем, что у уток концентрации его выше чем у кур. Отмечались подобные концентрации кадмия в крови и мышечной ткани, что может быть использовано в прижизненной диагностике заражений кадмием убойных животных.

Kossakowski S. — Distribution of Cadmium in animals.

The examinations were performed on 40 rabbits, 40 hens and 40 ducks in order to estimate kinetics of Cadmium in these animals. The examinations are indispensable for studies complying with prophylactic and therapeutic aspects of Cadmium pollution in animals. The animals given $^{115}\text{CdCl}_2$, once into the stomach, were slaughtered after 1, 6, 12 h and 1, 3, 6, 14, 30, 60 and 90 days. Radiometric examinations were done with stomach (proventriculus and gizzard in poultry), small and large intestines, liver, kidneys, lungs, heart, thigh and shoulder muscles, pancreas, thyroid gland, suprarenal glands, blood, spleen, brain, testicles, skin, coat and feathers.

The studies revealed, that kinetics of Cd distribution in rabbits, hens and ducks runs in a phasic manner differently in these species of animals, and it is tissue and organ specific. The highest concentration of Cd was noted in kidneys and liver, and the lowest one in skeletal muscles, brain, thyroid gland, suprarenal glands and testicles. Cadmium in

birds is cumulated slower than in rabbits, but in ducks the concentrations of Cd is higher than that in hens. The comparable concentration of Cd was noted in blood and muscles. This fact may be useful in supravital diagnosis of Cd pollution in slaughter animals.

WOJCIECH ZAWADZKI, ZDZISŁAW ZAWADZKI, GRZEGORZ ZAŁUCKI

Wpływ diet i pór roku na wytwarzanie *in vitro* metanu przez mieszaną florę bakteryjną żwacza owiec

Zakład Fizjologii Zwierząt Instytutu Nauk Fizjologicznych Wydziału Weterynaryjnego AR,
ul. Norwida 31, 50-375 Wrocław
Instytut Inżynierii Ochrony Środowiska Politechniki Wrocławskiej,
Plac Grunwaldzki 9, 50-377 Wrocław

Jednym z najbardziej interesujących, ale dotąd niedostatecznie poznanym aspektem fermentacji zachodzących w żołądku złożonym przeżuwaczy oraz rozkładu substancji organicznej w szczególności, jest produkcja metanu. Biologiczne powstawanie metanu jest powszechne i znane, a bakterie metanowe występują powszechnie w warunkach beztlenowych, gdzie materia organiczna jest intensywnie rozkładana (1, 2, 5, 8, 12, 14, 15, 16, 19, 26, 29, 30, 32).

Bezwzględnie beztlenowe bakterie metanowe kończą łańcuch beztlenowego rozkładu związków organicznych, tworząc metan. Bakterie te, reprezentowane są w żwaczu głównie przez 3 rodzaje a mianowicie: *Methanobacterium* z 6 gatunkami (*M. formicicum*, *M. mobile*, *M. ruminantium*, *M. propionicum*, *M. soehngenii* i *M. omelianskii*), *Methanosarcina* z 2 gatunkami (*M. barkeri* i *M. methanica*) oraz rodzaj *Methanococcus* z 2 gatunkami (*M. mazei* i *M. venniellii*). Najliczniej reprezentowane są: *Methanobacterium ruminantium*, który występuje w ilości około 10^7 do 10^9 komórek w 1 ml płynu żwaczowego oraz *Methanobacterium formicicum* i *Methanosarcina methanica* (3, 10). Substratami dla bakterii żwaczowych są niższe kwasy tłuszczowe, zawierające od jednego do sześciu atomów węgla, alkohole i izoalkohole, zawierające od jednego do pięciu atomów węgla oraz trzy nieorganiczne gazy: wodór, tlenek węgla i dwutlenek węgla (1, 2, 3, 5, 8, 10, 11, 12, 14, 15, 16, 17, 19, 21, 23, 26, 27, 29, 30, 32).

W dotychczas przeprowadzonych *in vitro* badaniach nad mieszaną florą bakteryjną żwacza u przeżuwaczy, autorzy zajmowali się tylko wpływem pojedynczych diet na poziom wytwarzanego metanu (1, 2, 6, 8, 9, 20, 21, 24, 25, 26, 27, 28), a tylko jedna praca, i to jedynie w warunkach doświadczeń *in vivo*, dotyczyła wpływu pór roku na poziom metanu w żwaczu zwierząt przeżuwających (18). Skłoniło to nas do dokładniejszego zajęcia się tymi zagadnieniami poprzez zastosowanie do badań *in*

vitro flory bakteryjnej owiec żywionych różnymi dietami w dwóch kolejnych okresach letnich i jesiennych.

Materiał i metody

Badania przeprowadzono na 5 owcach w wieku 2-4 lat o ciężarze ciała około 40 kg w dwu kolejnych okresach letnich i jesiennych. Owcom założono podczas zabiegu operacyjnego kaniule do żwacza (7). Zwierzęta karmiono rano między 6.30 a 7.30 i po południu między 13.30 a 14.30 według norm żywieniowych (4). Próbkę do badań *in vitro* pobierano przed rannym karmieniem. Zwierzętom podawano specjalne zestawy paszowe przez okres 2 tygodni, rozpoczynając takie żywienie po 2 tygodniach od wykonania przetok żwacza. Karmiono je kolejno w sześciu grupach żywieniowych: I — wyłącznie sianem (100%), II — sianem (70%) i mieszanką treściwą C-J (20%) i wysłodkami buraczanymi (10), III — sianem (70%) i mieszanką treściwą C-J (30%), IV — sianem (70%) i śrutą kukurydzianą (30%), V — sianem (50%) i mieszanką treściwą C-J (50%) oraz VI — sianem (50%) i śrutą kukurydzianą (50%). Paszę doświadczalnych owiec wzbogacano mieszanką witamin i soli mineralnych, wodę do picia podawano do woli. Treść do badań *in vitro* pobierano ze żwacza w lecie i w jesieni według zasad podanych przez Hungate'a (13). Zawiesinę mieszanej flory bakteryjnej żwacza przygotowywano według Demevera i Hendricka (8). Do inkubacji prowadzonej według Treia i wsp. w atmosferze azotu (22) pobierano 50 ml zawiesiny mieszanej flory bakteryjnej i dodawano 50 ml 67 mM buforu fosforanowego o pH 6,9 zawierającego jako substrat mrówczan sodu w ilości 5 mM. Hodowlę prowadzono w temperaturze 39°C przez 12 godzin. Inkubację prowadzono w warunkach beztlenowych, w atmosferze azotu, umieszczając w płuczkach naczynko z 1 cm³ 50% KOH pochłaniającym wydzielający się dwutlenek węgla. Ilość gazu — metanu odczytywano co 3 godziny według wskazań manometrów podłączonych bezpośrednio do płuczek, w których prowadzono badania.

Wyniki i omówienie

Uzyskane wyniki w doświadczeniach *in vitro* przedstawione na ryc. 1 i 2 wskazują na wyższy poziom metanu w lecie niż w jesieni przy każdej z doświadczalnych diet, przy czym najwyższy był on zarówno w lecie, jak i w jesieni przy żywieniu sianem. Kształtował się więc on odpowiednio w obu porach roku, mierzony co 3 godziny, na następującym poziomie: w