

JERZY FALANDYSZ, KRZYSZTOF KRYSZEWSKI

RTĘĆ W GRZYBACH I SUBSTRACIE SPOD GRZYBÓW
Z OKOLIC POLANOWIC W GMINIE GUBIN,
WOJEWÓDZTWO ZIELONOGÓRSKIE*

TOTAL MERCURY IN MUSHROOMS AND UNDERLYING SUBSTRATE
FROM THE AREA OF POLANOWICE IN COUNTY OF GUBIN,
DISTRICT OF ZIELONA GÓRA

Zakład Chemii Środowiskowej i Ekotoksykologii,
Wydział Chemii Uniwersytetu Gdańskiego
80-952 Gdańsk, ul. Sobieskiego 18
Kierownik: prof. dr hab. J. Falandysz

Oznaczono stężenie rtęci całkowitej w kapeluszach i trzonach 16 gatunków grzybów oraz glebie spod grzybów zebranych w strefie przygranicznej koło Gubina na jesieni 1994 r. Rtęć oznaczono techniką zimnych par bezpłomieniowej spektrometrii absorpcji atomowej (CVAAS) po roztworzeniu próbek metodą moką w kwasie azotowym. Zbadano współzależności pomiędzy stężeniem rtęci w owocnikach i podłożu, na którym wyrosły grzyby.

Grzyby wyższe często nagromadzają w owocniku stosunkowo duże stężenia różnych metali, w tym także tokeycznej rtęci [1-6, 8-14]. Niemniej, możliwość wykorzystywania owocników grzybów wyższych jako bioindykatorów stopnia skażenia podłoża (gleby) poszczególnymi metalami wcale nie jest taka oczywista [7, 10, 13]. Cały owocnik grzyba, jak i jego części anatomiczne (kapelusz, trzon, rurki lub blaszki), z reguły zawierają tym większe stężenia metali im silniej zanieczyszczone jest nimi podłoże, w którym rozwija się grzybnia [2, 5, 7, 10, 11], jakkolwiek zależność ta nie jest wprost proporcjonalna, ani nie musi dotyczyć wszystkich metali, gatunków grzybów i rodzaju podłoża. Ponadto, duże stężenie jednego lub większej liczby pierwiastków w podłożu może zahamować rozwój grzybni.

Badania nad występowaniem oraz wielkością i mechanizmem nagromadzania metali przez grzyby, poza aspektem poznawczym, mają także charakter stosowany. Umożliwiają one m.in. ocenę higieniczną grzybów jako surowca spożywczego, ekotoksykologiczną terenu skąd pochodzą grzyby, możliwości wykorzystywania produktów odpadowych jako substratów w uprawie grzybów oraz dobór gatunków o właściwościach bioindykacyjnych i przydatnych w badaniach monitorowych metali w środowisku naturalnym. Poszukiwania dobrych gatunków wskaźnikowych prowadzone są także wśród roślin naczyniowych [9].

*) Badania w części finansowane przez Komitet Badań Naukowych w ramach projektu DS.

W pracy przedstawiono wyniki badań zanieczyszczenia rtęcią 16 gatunków grzybów oraz substratu, na którym one wyrosły w okolicy Gubina w woj. zielonogórskim, a także współzależności pomiędzy stężeniami tego metalu w owocnikach (osobno kapeluszach i trzonkach) i podłożu.

MATERIAŁ I METODYKA

Grzyby i glebę spod grzybów (warstwa wierzchnia) 0–10 cm pobrano w lasach w okolicy wsi Polanowice w gminie Gubin (woj. zielonogórskie) we wrześniu 1994 r. (ryc. 1). Ogółem zebrano po 14–16 owocników od 116 gatunków grzybów oraz próbki gleby (tab. I).

Zebrane do badania grzyby w układzie systematycznym należą do następujących rzędów i rodzin borowikowców (*Boletales*), borowikowatych (*Boletaceae*) – *Boletus edulis*, *Xerocomus badius*, *X. chrysenteron*, *Leccinum scabrum* i *Paxillus involutus*, bedłkowców (*Agaricales*), gaśkowatych (*Tricholomataceae*) – *Marasimus oreades*, muchomorowatych (*Amanitaceae*) – *Amanita muscaria*, *a. pantherina* i *A. rubescens*, pieczarkowatych (*Agaricaceae*) – *Macrolepiota procera*, zasłonkowatych (*Cortinariaceae*) – *Cortinarius praestans*, gołąbkowców (*Russulales*), gołąbkowatych, (*Russulaceae*) – *Russula aeruginea*, *R. maire*, *R. caviceps*, *R. rosea* i *Lactarius turpis*. Owocniki (osobno kapelusze i trzony, po ich oczyszczeniu nożem plastikowym z piasku oraz pozostałości ściółki, suszono w temperaturze pokojowej, pakowano do czystych woreczków z folii polietylenowej i w takim stanie transportowano do laboratorium. Następnie grzyby suszono, do czasu uzyskania stałej masy, w suszarce laboratoryjnej w temperaturze 40°C.

Glebę spod grzybów pobierano z głębokości 0–10 cm łopatką plastikową, pakowano (ok. 200–300 g) do czystego woreczka z folii polietylenowej i pozostawiano w otwartym woreczku w suchym i czystym pomieszczeniu w celu odparowania wody w temperaturze pokojowej. Wstępnie wysuszone próbki transportowano do laboratorium, z gleby usuwano wszelkie zauważalne ciała obce – kamyki, pozostałe makroorganizmy, liście itp., i przesiewano przez sitko plastikowe. Tak przygotowaną próbkę gleby suszono w suszarce laboratoryjnej w temperaturze 40°C do stałej masy.

Rozkruszone próbki kapeluszy i trzonów (ok. 0,1–0,2 g) oraz gleby (ok. 0,8–1,0 g) umieszczano w kolbie okrągłodennej poj. 50–100 ml., zalewano 5 ml stężonego roztworu kwasu azotowego cz.d.a., zamykano korkiem szklanym i pozostawiano na 24–48 godzin. Następnie kolbę z mineralizatem montowano do zestawu szklanego z deflegmatorem i chłodnicą zwrotną (chłodzenie wodą) i dalej roztwarzano w podwyższonej temperaturze, utrzymując roztwór w łagodnym wrzeniu łącznie przez 120 min.

Zawartość rtęci w mineralizacie oznaczano techniką zimnych par bezplamieniowej spektrometrii absorpcji atomowej (CV-AAS) w zautomatyzowanym mineralizatorze rtęci (Mercury monitor 3200, Thermo Separation Products, USA)

WYNIKI I ICH OMÓWIENIE

Wyniki oznaczeń stężenia rtęci ogółem w kapeluszach i trzonach poszczególnych gatunków grzybów oraz w glebie, liczebność próbek i wielkości współczynnika nagromadzenia (BCF) tego metalu (średnią arytmetyczną, medianę, wielkość odchylenia standardowego pojedynczego wyniku i zakres podano w tabeli I. Miejsce poboru próbek do badań podano na ryc. 1. W tabeli II zestawiono równania regresyjne i współczynniki korelacyjne (liniowe, logarytmiczne i eksponentialne) z badania współzależności pomiędzy stężeniem rtęci całkowitej w owocnikach (osobno kapeluszach i trzonach) i podłożu. Wymienione zależności dla zasłonaka znamionnego *Cortinarius praestans*, muchomora czerwonego *Amanita muscaria* i gołąbka różowego *Russula rosea* przedstawiono także, w postaci wykresu na ryc. 2–4.



Ryc. 1. Lokalizacja rejonu poboru próbek
Localization of the sampling site

Stężenie rtęci całkowitej w zbadanych gatunkach grzybów mieściło się w granicy od 15 do 6900 $\mu\text{g}/\text{kg}$ masy suchej w kapeluszach oraz od 34 do 5300 $\mu\text{g}/\text{kg}$ w trzonach. Natomiast zakres stężenia rtęci w substracie spod grzybów wyniósł od 8,3 do 410 $\mu\text{g}/\text{kg}$ m.s.

Spośród zbadanych gatunków grzybów do silnie nagromadzających ten metal należałyby zaliczyć czubajkę kanię, twrdzioszka przydrożnego i borowika szlachetnego – przeciętnie zawierały one rtęć w kapeluszach w stężeniu odpowiednio, 5300, 4300, i 3000 $\mu\text{g}/\text{kg}$ m.s., a w trzonach 3200, 3000 i 1500 $\mu\text{g}/\text{kg}$. Muchomor – czerwony, plamisty i czerwony, zawierały rtęć w stężeniu, średnio, od 470 do 990 $\mu\text{g}/\text{kg}$ w kapeluszach i od 290 do 520 $\mu\text{g}/\text{kg}$ w trzonach, a zasłoniak znamieny 520 i 320 $\mu\text{g}/\text{kg}$, Pozostałe 8 zbadanych gatunków grzybów, poza krowiakiem podwiniętym, zawierały rtęć w stężeniu od 120 do 370 $\mu\text{g}/\text{kg}$ w kapeluszach i od 63 do 230 $\mu\text{g}/\text{kg}$ w trzonach – wartości średnie. Zdecydowanie najmniej rtęci zawierały owocniki krowiaka podwiniętego – średnio 33 $\mu\text{g}/\text{kg}$ w kapeluszach i 34 $\mu\text{g}/\text{kg}$ w trzonach (tab. I)

Stężenie rtęci w kapeluszach poszczególnych gatunków grzybów, za wyjątkiem krowiaka podwiniętego, było większe niż w trzonie – przeciętnie niemal dwukrotnie. U krowiaka podwiniętego stężenie rtęci w kapeluszach jednych okazów było niemal takie samo lub nieco większe w trzonach niż w kapeluszach.

Zdecydowanie duże wartości współczynnika nagromadzenia (BCF) rtęci wykazano kolejno u czubajki kani (kapelusze – 160, trzony – 100), twrdzioszka przydrożnego (kapelusze – 140, trzony – 100) i borowika szlachetnego (kapelusze 140, trzony – 70), gatunków, które zarazem cechowało największe stężenie rtęci w owocnikach. Krowiaka podwiniętego można określić jako gatunek wykluczający rtęć ($\text{BCF} < 1,0$) – w tym przypadku wielkość BCF dla kapeluszy wyniosła 0,76, a trzonów 0,67. Dla pozostałych

Tabela I. Stężenie rtęci w grzybach i substracie spod grzybów na terenie lasów w rejonie Polanowice (Gmina Gubin, woj.zielonogórskie) w 1994 ($\mu\text{g}/\text{kg}$ masy suchej) oraz współczynniki nagromadzenia (BCF) rtęci
Mercury concentration of mushrooms and underlying substrate from the forests near Polanowice (County of Gubin, district of Zielona Góra) in 1994 ($\mu\text{g}/\text{kg}$ dry wt) and its BCF values

Gatunek	n	Kapelusz	Trzon	Substrat	BCF*	BCF**
<i>Boletus edulis</i> Fr	16	3000±1200	1500±600	33±20	140±100	70±44
Borowik szlachetny		(1200–4500)	(380–2600)	(11–60)	(29–400)	(9,4–150)
		2800 ^a	1600	28	150	64
<i>Xerocomus badius</i> (Fr)	16	290±160	160±120	53±64	13±11	7,2±7,0
Podgrzybek brunatny		(140–760)	(40–560)	(8,3–260)	(1,0–38)	(0,55–23)
		260	120		9,5	5,8
<i>Xerocomus chryzenteron</i> (Bull) Quel	16	230±170	160±130	33±25	9,2±6,3	5,7±5,0
Podgrzybek złotawy		(12–800)	(28–610)	(15–120)	(1,4–29)	(0,68–22)
		210	140	26	7,4	4,5
<i>Leccinum scabrum</i> S.F.Gray	16	290±300	180±160	52±40	9,8±15,3	5,6±7,6
Koźlarz babka		(120–1300)	(52–640)	(18–180)	(1,1–64)	(0,86–30)
		200	140	44	5,6	3,9
<i>Paxillus involutus</i> (Batsch: Fr) Fr	16	33±10	31±15	95±84	0,76±0,83	0,67±0,67
Krowiak podwinięty		(15–59)	(3,4–78)	(11–310)	(0,091–3,2)	(0,072–2,8)
		33	34	75	0,46	0,49
<i>Marasimus oreades</i> (Bull.:Fr) Fr	16	4300±1400	3000±100	32±12	140±88	100±44
Twardzioszek przydrożny		(2300–6900)	(1800–5300)	(13–65)	(16–410)	(38–180)
		4100	2800	33	130	120
<i>Amanita muscaria</i> (L.) Hooker	16	640±190	400±120	55±37	16±10	11±8
Muchomor czerwony		(320–970)	(220–650)	(15–140)	(4,8–43)	(3,6–33)
		690	440	47	15	11
<i>Amanita pantherina</i> (Pers.) S.F. Gray	16	470±290	290±170	51±50	18±19	11±11
Muchomor plamisty		(190–1400)	(110–590)	(17–96)	(4,5–80)	(1,3–45)

Gatunek	n	Kapelusz	Trzon	Substrat	BCF*	BCF**
<i>Amanita rubescens</i> (Pers) S.F. Gray	16	990±850	520±400	36±17	34± 29	17±15
Muchomor czerwony		(210–3100)	(110–2300)	(12–71)	(4,3–93)	(3,6–52)
		820	400	34	32	15
<i>Macrolepiota procera</i> (scop.) Sing	16	5300±800	3200±900	67±68	160±100	100±77
Czubajka kania		(3200–6600)	(2300±4900)	(17–270)	(33–390)	(19–290)
		3100	3500	53	180	99
<i>Cortinarius praestens</i> (Cord.) Gill	14	520±220	320±130	68+99	17±22	10±14
Zasłonak znamieny		(39–870)	(22–550)	(10–410)	(1,4–87)	(0,66–55)
		490	300	47	11	6,9
<i>Russula areuginea</i> Lindbl.	16	200±60	82±35	41±19	6,4±3,4	2,6±2,0
Gołąbek gryszpanowy		(120–350)	(30–130)	(20–77)	(1,5–10)	(0,7–6,3)
		160	79	41	7,2	2,4
<i>Russula mairei</i> Sing	16	210±220	140±120	50±35	8,3±16,2	5,3±8,9
Gołąbek merowski		(33–950)	(29–520)	(14–120)	(0,45–68)	(0,25–37)
		190	120	42	4,6	2,8
<i>Russula cavipes</i> Brintz	16	120±150	63±60	39±13	3,7±5,5	2,0±2,3
Gołąbek komorowaty		(23–610)	(21–240)	(66–180)	(0,48–22)	(0,39–9,0)
		55	31	42	1,2	0,79
<i>Russula rosea</i> (Quel)	16	190±140	75±44	47±24	4,7± 4,7	!9±1,5
Gołąbek różowy		(18–540)	(33–150)	(22–120)	(0,77–17)	(0,71–6,8)
		140	67	43	3,9	1,2
<i>Lactarius turpis</i> (Weinmi)	16	370±160	280±120	46±27	12±11	7,6±6,4
Mleczaj paskudnik		(130–870)	(110–590)	(12–99)	(1,9–36)	(2,7–25)
		360	120	41	9,2	5,7

*BFC dla kapeluszy (for caps)

**BFC dla trzonów (for stalk)

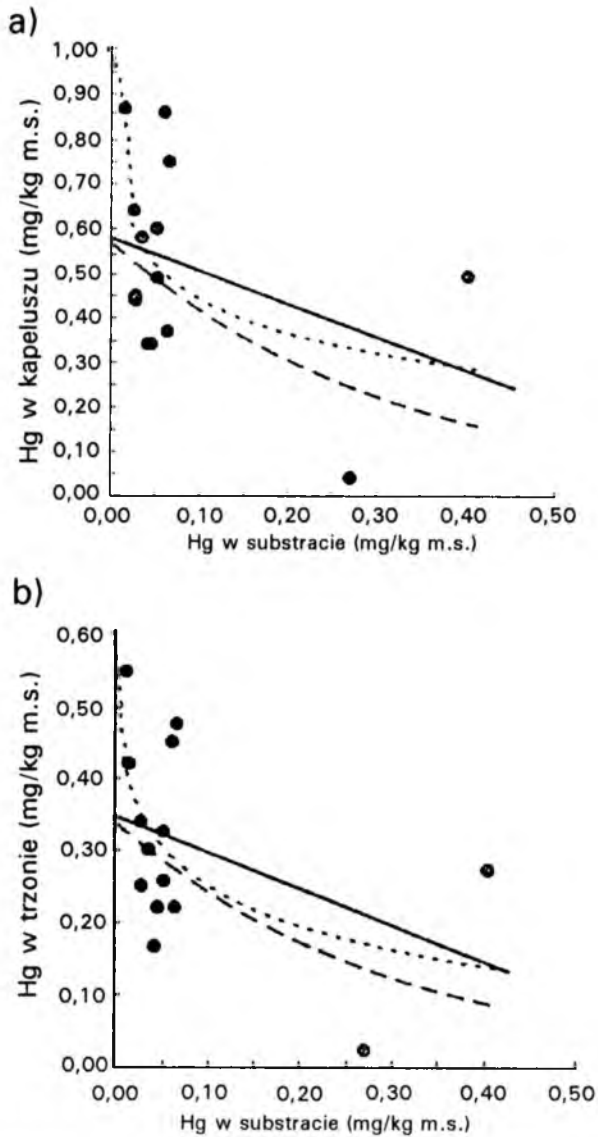
^aMediana (median value)

Tabela II. Równania regresyjne i współczynniki korelacyjne współzależności pomiędzy stężeniem rtęci całkowitej w kapeluszach i trzonach poszczególnych gatunków grzybów a jej stężeniem w podłożu.
Regression equation and correlation coefficients of the relationship between mercury concentration in cap and stalk of the particular mushroom species and its concentration in underlying substrate

Gatunek	*	Zależność liniowa	r	Zależność logarytmiczna	r	Zależność eksponentialna	r
Borowik szlachetny	K	$y = -2,47x + 3,0078$	-0,04	$y = -0,0226\ln(x) + 2,9157$	-0,01	$y = 2,8045\exp(-0,3341x)$	-0,01
	T	$y = 5,9483x + 1,3419$	0,19	$y = -0,249\ln(x) + 2,4348$	0,26	$y = 1,229\exp(3,9172x)$	0,26
Podgrzybek brunatny	K	$y = -0,3738x + 0,3074$	-0,15	$y = -0,0214\ln(x) + 0,2147$	-0,13	$y = 0,2682\exp(-0,6926x)$	-0,10
	T	$y = -0,239x + 0,17$	-0,12	$y = -0,0133\ln(x) + 0,112$	-0,10	$y = 0,1331\exp(-0,3606x)$	-0,04
Podgrzybek złotawy	K	$y = -0,7172x + 0,2488$	-0,10	$y = -0,0299\ln(x) + 0,1189$	-0,09	$y = 0,1995\exp(-3,343x)$	-0,11
	T	$y = -0,5805x + 0,1748$	-0,11	$y = -0,0097\ln(x) + 0,1211$	-0,11	$y = 0,1397\exp(-2,9727x)$	-0,11
Kozłarz babka	K	$y = -2,044x + 0,4021$	-0,27	$y = -0,1904\ln(x) - 0,3045$	-0,38	$y = 0,2926\exp(-4,3909x)$	-0,30
	T	$y = -0,9061x + 0,2248$	-0,22	$y = -0,08559\ln(x) - 0,0931$	-0,32	$y = 0,1577\exp(-2,4403x)$	-0,15
Krowiak podwinięty	K	$y = 0,0322x + 0,0298$	0,26	$y = 0,002\ln(x) + 0,0382$	0,18	$y = 0,0287\exp(0,9092x)$	0,24
	T	$y = 0,0172x + 0,0291$	0,10	$y = 0,0017\ln(x) + 0,0353$	0,11	$y = 0,0231\exp(1,6105x)$	0,21
Twardzioszek przydrożny	K	$y = 1,9606x + 4,2215$	0,02	$y = 0,2253\ln(x) + 5,0731$	0,06	$y = 3,8926\exp(1,5789x)$	0,06
	T	$y = 2,9899x + 2,9238$	0,03	$y = 0,375\ln(x) + 4,3335$	0,13	$y = 0,0231\exp(1,6105x)$	0,21
Muchomor czerwony	K	$y = 2,3524x + 0,5064$	0,46	$y = 0,1329\ln(x) + 1,0493$	0,47	$y = 0,4859\exp(4,0383x)$	0,46
	T	$y = 1,0452x + 0,3451$	0,33	$y = 0,055\ln(x) + 0,5738$	0,32	$y = 0,3253\exp(3,1016x)$	0,38
Muchomor plamisty	K	$y = -1,5664x + 0,5471$	-0,27	$y = -0,1802\ln(x) - 0,1159$	-0,43	$y = 0,472\exp(-2,5443x)$	-0,27
	T	$y = -0,6665x + 0,3279$	-0,19	$y = -0,0862\ln(x) + 0,0151$	-0,34	$y = 0,2774\exp(-1,4793x)$	-0,14
Muchomor czerwonawy	K	$y = -6,4366x + 1,224$	-0,13	$y = -0,0654\ln(x) + 0,7657$	-0,04	$y = 0,9858\exp(-8,2735x)$	-0,17
	T	$y = 1,2955x + 0,4806$	0,04	$y = 0,1284\ln(x) + 0,967$	0,12	$y = 0,3501\exp(2,0442x)$	0,04
Czubajka kania	K	$y = -3,2752x + 5,4757$	-0,28	$y = -0,3876\ln(x) + 4,0706$	-0,39	$y = 5,3826\exp(-0,5422x)$	0,22
	T	$y = -0,9602x + 3,2643$	-0,07	$y = -0,2743\ln(x) + 2,361$	-0,25	$y = 3,1178\exp(-0,0962x)$	-0,02
Zasłonak zamienny	K	$y = -0,7536x + 0,583$	-0,38	$y = 0,1142\ln(x) + 0,1815$	-0,49 ^a	$y = 0,5762\exp(-3,1725x)$	-0,46
	T	$y = -0,5071x + 0,3479$	-0,41	$y = -0,0818\ln(x) + 0,0633$	-0,57 ^b	$y = 0,3413\exp(-3,3914x)$	-0,48

Gatunek	*	Zależność liniowa	r	Zależność logarytmiczna	r	Zależność eksponentialna	r
Gołąbek gryszpanowy	K	$y = -1,2826x + 0,2486$	-0,31	$y = -0,0386\ln(x) + 0,0707$	-0,25	$y = 0,2499\exp(-7,0706x)$	-0,36
	T	$y = -0,3985x + 0,0974$	-0,18	$y = -0,0104\ln(x) + 0,0474$	-0,12	$y = 0,0833\exp(-2,5618x)$	-0,09
Gołąbek merowski	K	$y = -1,4647x + 0,2851$	-0,23	$y = -0,1044\ln(x) - 0,1244$	-0,32	$y = 0,1699\exp(-2,7249x)$	-0,11
	T	$y = -0,9577x + 0,1863$	-0,28	$y = -0,06332\ln(x) - 0,0651$	-0,36	$y = 0,1326\exp(-5,0819x)$	-0,22
Gołąbek komorowaty	K	$y = -2,5831x + 0,2178$	-0,23	$y = -0,1186\ln(x) - 0,2741$	-0,28	$y = 0,1189\exp(-12,469x)$	-0,16
	T	$y = -1,0027x + 0,102$	-0,22	$y = -0,0482\ln(x) - 0,0959$	-0,27	$y = 0,0757\exp(-12,874x)$	-0,22
Gołąbek różowy	K	$y = 0,6709x + 0,1534$	0,11	$y = 0,2058\ln(x) + 0,9352$	0,21	$y = 0,1087\exp(8,0812x)$	0,19
	T	$y = 0,685x + 0,043$	0,37	$y = 0,026\ln(x) + 0,1572$	0,26	$y = 0,0437\exp(8,1881x)$	0,34
Mleczaj paskudnik	K	$y = -1,0816x + 0,4188$	-0,19	$y = -0,0523\ln(x) + 0,1964$	-0,21	$y = 0,3882\exp(-2,7452x)$	-0,18
	T	$y = -0,9963x + 0,267$	-0,21	$y = -0,033\ln(x) + 0,1136$	-0,16	$y = 0,2169\exp(-4,619x)$	-0,14

*Część owocnika: K (kapelusz), T (trzon);^{ab} korelacje istotne statystycznie odpowiednio dla $p < 0,05$ i $p < 0,01$

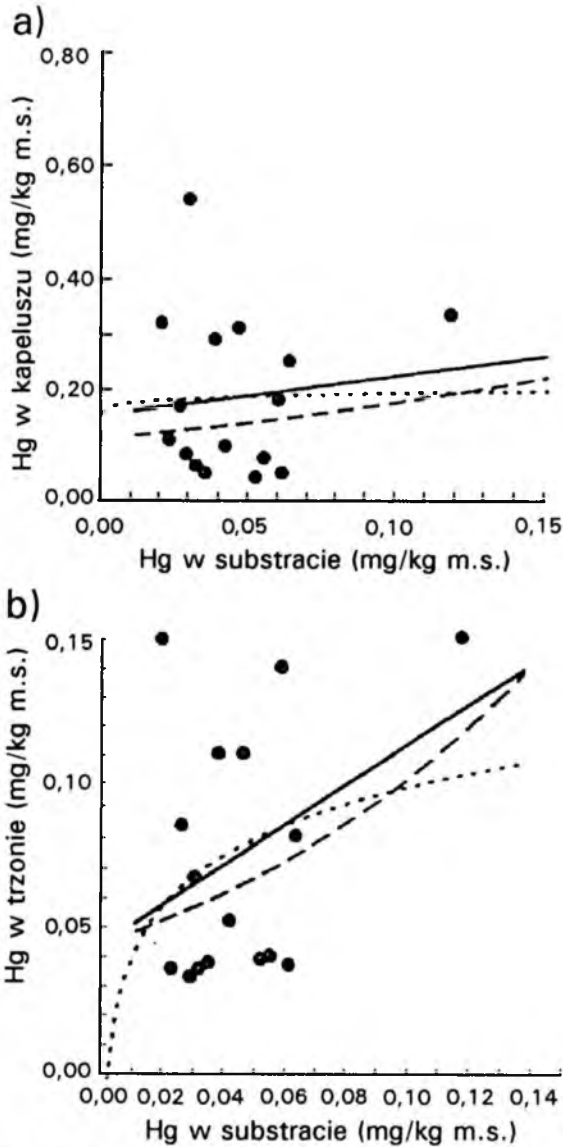


Ryc. 2. Współzależności pomiędzy stężeniem rtęci w kapeluszach (a) i trzonach (b) zasłonaka znamiennego *Cortinarius praestans* a jej zawartością w glebie (— liniowa, . . . logarytmiczna, - - - - eksponentialna)

Relationship between concentration of mercury in caps (a) and stalks (b) of *Cortinarius praestans* vis levels in underlying soil (— linear, . . . logarithmic, - - - - expontial)

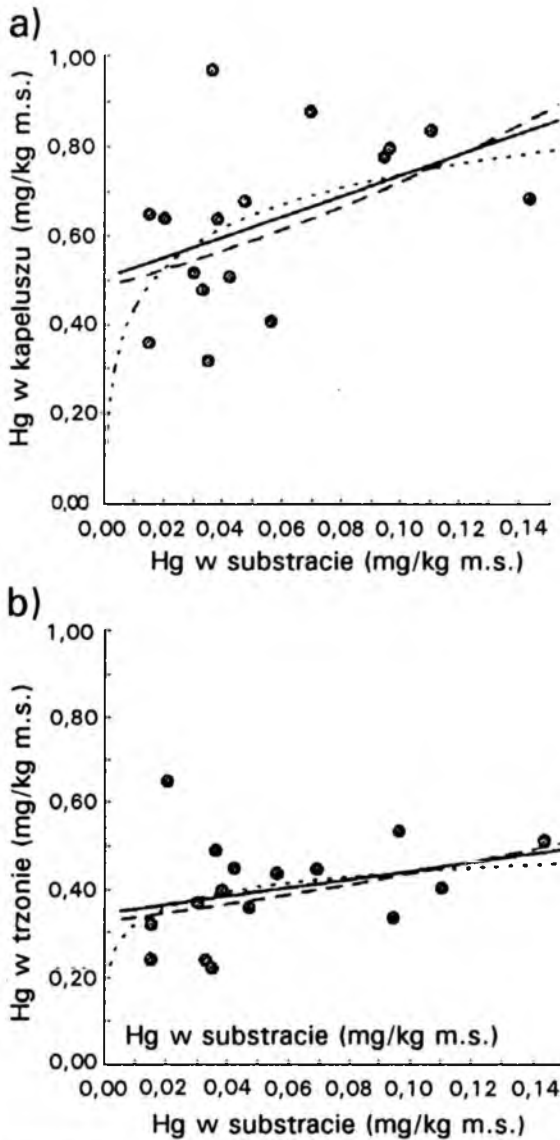
gatunków grzybów współczynnik BCF mieścił się w granicy od 3,7 do 34 w kapeluszach i od 2,0 do 17 w trzonach.

Ogółem zbadano 254 próbki gleby spod grzybów. Gleba gliniasta zawierała rtęć w stężeniu $32 \mu\text{g}/\text{kg}$ m.s. (rozstęp 13–65), gliniasto-piaszczysta 24 ± 8 (10–45), a piaszczysta – zawierająca różne ilości humusu, 56 ± 54 (8–410). Wymienione stężenia rtęci



Ryc. 3. Współzależności pomiędzy stężeniem rtęci w kapeluszach (a) i trzonach (b) muchomora czerwonego *Amanita muscaria* a jej zawartością w glebie (— liniowa, . . . logarytmiczna, - - - - eksponentjalna)
 Relationship between concentration of mercury in caps (a) and stalks (b) of *Amanita muscaria* vis. levels in underlying soil (— linear, . . . logarithmic, - - - - expontial)

w różnych rodzajach gleby, poza sporadycznymi przypadkami, można określić jako niezbyt duże i nie wskazujące na bezpośrednie sąsiedztwo silnych, punktowych źródeł zanieczyszczenia środowiska tym metalem. Dla porównania mniejsze stężenia rtęci wykrywano w próbkach powierzchniowej warstwy piaszczystej gleby leśnej pobranych



Ryc. 4. Współzależności pomiędzy stężeniem rtęci w kapeluszach (a) i trzonach (b) gołąbka różowego *Russula rosea* a jej zawartością w glebie (— liniowa, . . . logarytmiczna, - - - - - eksponentialna)

Relationship between concentration of mercury in caps (a) and stalks (b) of *Russula rosea* vis. levels in underlying soil (— linear, . . . logarithmic, - - - - - exponential)

na terenie Kaszub oraz Mierzei Wiślanej w 1994 r. (badania własne – dane nieopublikowane).

Spośród zbadanych gatunków grzybów tylko w przypadku zasłoniaka znamienego (*C. praestans*) obserwowano istotną statystycznie ujemną zależność pomiędzy stężeniem rtęci w kapeluszu i trzonie a jej stężeniem w glebie – równanie logarytmiczne (tab.II,

ryc. 2), a zbliżone tendencje, jakkolwiek nieistotne statystycznie, obserwowano dla zależności liniowej i eksponentyjnej. Analogiczne jak u zasłonaka znamiennej tendencji współzależności pomiędzy stężeniem rtęci w kapeluszu i trzonie, albo tylko w kapeluszu lub trzonie, a stężeniem w glebie, zaobserwowano także u koźlarza babki, muchomora plamistego, czubajki kani i gołąbka gryszpanowego. Dodatnią tendencję, jakkolwiek nieistotną statystycznie, powiększania się stężenia rtęci w owocniku wraz ze wzrostem jej stężenia w glebie obserwowano u muchomora czerwonego (kapelusze i trzony) (tabela II, ryc. 3) i gołąbka różowego – trzony (tabela II, ryc. 4). Dla wszystkich pozostałych gatunków grzybów współczynniki korelacyjne współzależności stężenia rtęci w kapeluszach i/lub trzonach od stężenia w glebie były zdecydowanie małe i w zdecydowanej większości przypadków ujemne. Uzyskane wyniki wskazują, że poza muchomorem czerwonym, wykazującym słabe właściwości bioindykacyjne, żaden z pozostałych gatunków grzybów nie wydaje się być przydatny do monitorowania zanieczyszczenia rtęcią zbadanego obszaru leśnego.

J. Falandysz, K. Kryszewski

TOTAL MERCURY IN MUSHROOMS AND UNDERLYING SUBSTRATE FROM THE AREA OF POLANOWICE IN COUNTY OF GUBIN, DISTRICT OF ZIELONA GÓRA

Summary

The total mercury concentration was determined in caps and stalks of 16 species of higher mushrooms and in fall 1994 at the forested area near village of Polanowice on the western border of Poland in county of Gubin, District of Zielona Góra. The method of measurement was cold-vapour atomic absorption spectrometry after wet digestion of the samples with concentrated nitric acid in whole glass apparatus consisting of round bottom flask, partial condenser and a water cooler. Totally 254 fruiting bodies and subsequent soil samples were collected (caps and stalks were analysed separately).

The bioconcentration factor (BCF) values of total mercury were highest for *Macrolepiota procera*, *Orestades marasimus* and *Boletus edulis*, and ranged between 140–160 in caps, and between 70–100 stalks, on average. These three mushroom species also showed highest concentration of mercury, and the mean values ranged from 3000 to 5300 $\mu\text{g}/\text{kg}$ dry wt in caps, and from 1500 to 3200 $\mu\text{g}/\text{kg}$ in stalks. *Paxillus involutus* excluded mercury and the BCF values for the metal in caps and stalks of this species were below 1. The BCF values of mercury for the other species investigated were between 3,7 and 34 in caps, and 2,0 and 17 in stalks.

Only *Amanita muscaria* (caps and stalks) and *Russula rosea* (stalks) showed a slight, however statistically not significant, bioindicating potency for increasing mercury concentration in soil. *Cortinarius praestans* showed statistically significant negative logarithmic correlation between mercury concentration in caps ($r = -0.49$; $p < 0,05$) as well as in stalks ($r = -0.57$; $p < 0,01$), and underlying soil.

PIŚMIENNICTWO

1. Allen R. Steinnes E.: Concentration of some potentially toxic metals and other trace elements in wild mushrooms from Norway, *Chemosphere* 1978,4,371, – 2. Bakken L.R., Olsen R.A.: Accumulation of radiocaesium in fungi *Can.J.Microbiol.* 1990,36,704. – 3. Falandysz J., Bona H., Danisiewicz D.: Zawartość srebra w grzybach wielkoowocnikowych. *Bromat. Chem. Toksykol.* 1994, 27, 211, – 4. Falandysz J., Bona H., Danisiewicz D.: Silver content of wildgrown mushrooms from Northern Poland. *Z. Lebensm. Unters. Forsch.* 1994, 199, 22. – 5. Falandysz J., Bona H., Danisiewicz D.: Uptake by *Agaricus bisporus* from an artificially enriched substrate.

Z. Lebensm. Unters. Forsch. 1994, 199, 225. – 6. Falandysz J. Danisiewicz D.: Bioconcentration factors (BCF) of silver in wild *Agaricus campestris*. Bull. Environ. Contam. Toxicol. 1995, 55, 122. – 7. Falandysz, J. Danisiewicz D., Gatecka K.: Rtęć w grzybach i glebie spod grzybów z terenu Gdańska i okolic. Bromat. Chem. Toksykol. 1995, 28, 155. – 8. Falandysz J., Szajek L.: Zawartość rtęci w grzybach *Agaricus* sp. z terenu Gdańska. Bromat. Chem. Toksykol. 1994, 27, 33. – 9. Kabata-Pendias A., Krakowiak A.: Mat. V Pol. Konf. Chem. Analit. Gdańsk, 3–9 września, 1995, 107. – 10. Kalać P., Burda J., Staškova I.: Concentrations of lead, cadmium, mercury and copper in mushrooms in the vicinity of a lead smelter. Sci. Total Environ, 1991, 105, 109.

11. Liukkonen – Lilja H., Kuusi T., Laaksovirta K., Lodenius M. Piepponen S.: The effect of a lead processing works on the lead, cadmium and mercury contents of fungi. Z. Lebensm. Unters. Forsch. 1983, 176, 120. – 12. Parisin NE., Van den Heede MA: Antimony uptake and correlation with other metals in mushroom species. Toxicol. Environ. Chem. 1992, 36, 205. – 13. Seeger R.: Toxische Schwermetalle in Pilzen. Dtsch. Apoth. Ztg. 1982, 122, 1835. – 14. Tyler G.: Accumulation and exclusion of metals in *Collybia peronata* and *Amanita rubescens* Trans. Br. Mycol. Soc. 1982, 79, 239.

Otrzymano: 1995. 10. 23