

EWA MAJEWSKA, ANNA DELMANOWICZ

PROFILE ZWIĄZKÓW LOTNYCH WYBRANYCH MIODÓW PSZCZELICH

Streszczenie

Celem pracy było określenie przydatności techniki mikroekstrakcji do fazy stałej (SPME) z wykorzystaniem chromatografii gazowej sprzężonej ze spektrometrem mas (GC-MS) do określania autentyczności botanicznej. Materiałem badawczym były miody nektarowe dostępne na rynku warszawskim: eukaliptusowy, kasztanowy, lawendowy, malinowy, mniszkowy, pomarańczowy i rozmarynowy. Do ekstrakcji związków lotnych fazy nadpowierzchniowej miodów wykorzystywano technikę mikroekstrakcji do fazy stałej SPME poprzez adsorpcję związków na włóknie DVB/CAR/PDMS – Divinylobenzen/Cerboxen/Polidimetylosiloxan. Analizę związków lotnych wykonywano przy użyciu chromatografu gazowego sprzężonego ze spektrometrem mas SHIMADZU GCMS-QP2010S. Chromatograf gazowy wyposażony był w kolumnę kapilarną typu DB–5 30 m x 0,25 mm x 0,5 μm (faza niepolarna o udziale 5% grup fenylowych).

Zastosowana analiza jakościowa profili związków lotnych pozwoliła na zróżnicowanie botaniczne badanych produktów i udowodniła, że metoda mikroekstrakcji do fazy stałej (SPME) z wykorzystaniem chromatografii gazowej sprzężonej ze spektrometrem mas (GC-MS) okazała się przydatna w określaniu autentyczności botanicznej miodów nektarowych.

Słowa kluczowe: profile zapachowe, miód, autentyczność, związki lotne

Wprowadzenie

Miód jest słodką substancją produkowaną przez pszczoły *Apis mellifera* z nektaru roślin lub wydzielin żywych części roślin lub wydzielin owadów wysysających żywe części roślin, zbieranych przez pszczoły, przerabianych przez łączenie specyficznych substancji z pszczoł, składanych, odwodnionych, gromadzonych i pozostawionych w plastrach miodu do dojrzewania [1].

Tradycyjnie określenie botanicznego i geograficznego pochodzenia miodu określane jest analizą pyłku znajdującego się w miodzie. Metoda ta polega na zidentyfiko-

Dr inż. E. Majewska, mgr inż. A. Delmanowicz, Katedra Biotechnologii, Mikrobiologii i Oceny Żywności, Wydz. Technologii Żywności, Szkoła Główna Gospodarstwa Wiejskiego, ul. Nowoursynowska 159 C, 02-776 Warszawa

waniu pyłku kwiatowego poprzez analizę mikroskopową i wymaga bardzo doświadczonego analityka. Jest bardzo czasochłonna i zależna od zdolności eksperta i jego orzeczenia. W związku z tym od wielu lat poszukiwane są inne metody, które pozwalałyby na określenie pochodzenia botanicznego i geograficznego miodów.

Profile zapachowe są najbardziej typowymi cechami produktu żywnościowego, które wpływają zarówno na jakość sensoryczną, jak i na jego autentyczność. Substancje lotne są głównymi czynnikami odpowiedzialnymi za aromat, który przyczynia się do smakowitości produktu. Jest to szczególnie widoczne w przypadku takiego produktu, jak miód. Wskutek dużej ilości składników lotnych, profil zapachowy miodu jest jego cechą charakterystyczną i mógłby być wykorzystywany przy określaniu jego botanicznego i geograficznego pochodzenia. Niektórzy autorzy proponują pewne specjalne składniki lotne, które mogłyby być charakterystyczne dla miodów w zależności od ich kwiatowego źródła [2]. Chociaż istnienie takich składników w ocenie pochodzenia miodów jest nadzwyczaj korzystne, jednak wiedza na ten temat jest raczej ograniczona.

Celem pracy było określenie przydatności techniki mikroekstrakcji do fazy stałej (SPME) z wykorzystaniem chromatografii gazowej sprzężonej ze spektrometrem mas (GC-MS) do określania autentyczności botanicznej miodów pszczelich.

Material i metody badań

Przedmiotem badań były miody nektarowe dostępne na rynku warszawskim: eukaliptusowy (E), kasztanowy (K), lawendowy (L), malinowy (M), mniszkowy (Mn), pomarańczowy (P) i rozmarynowy (R). Badane miody, oprócz miodu mniszkowego, nie są miodami charakterystycznymi dla terenów Polski, ale uwzględniono je w badaniach, aby różnicować materiał doświadczalny.

Do ekstrakcji związków lotnych fazy nadpowierzchniowej miodów wykorzystywano technikę mikroekstrakcji do fazy stałej SPME poprzez adsorpcję związków na włóknie DVB/CAR/PDMS – Divinylobenzen/Cerboxen/ Polidimetylosiloxan. Analizę związków lotnych prowadzono przy użyciu chromatografu gazowego sprzężonego ze spektrometrem mas SHIMADZU GCMS-QP2010S. Chromatograf gazowy wyposażony był w kolumnę kapilarną typu DB-5 30 m x 0,25 mm x 0,5 μ m (faza niepolarna o udziale 5% grup fenyloowych).

Chromatograf gazowy GC: Gaz nośny – hel, przepływ gazu nośnego – 1,0 cm^3/min , wprowadzanie próbki w systemie bezdzielnikowym (tzw. splitless). Program temperatury pracy kolumny: temp. początkowa 40°C, izoterma 3 min, następnie wzrost temp. o 5°C/1 min aż do temp. 180°C i izoterma końcowa przez 10 min, temp. komory nastrzykowej wynosiła 230°C.

Spektrometr mas: temp. źródła jonów wynosiła 175°C, temperatura interface (linii łączącej GC-MS) 175°C, napięcie detektora 0,9 kV, praca w systemie Scan, jony mo-

lekularne związków monitorowano w zakresie przemieszczenia filtra kwadropulowego 35-600 m/z.

Do szklanej butelki, poddanej wcześniej dearomatyzacji, odważano 5 g miodu, 3 g chlorku sodu (poddanego wcześniej dearomatyzacji) i 20 ml wody uprzednio zgotowanej i ochłodzonej. Butelkę szczelnie zamykano i za pomocą mieszadła elektrycznego rozpuszczano składniki w wodzie. Układ kondycjonowano przez 20 min w temp. 30°C. Z odpowiednio przygotowanej próbki adsorbowano związki z układu poprzez ekspozycję włókna SPME nad próbką w ciągu 20 min w temp. 30°C. Włókno ostrożnie umieszczano w takim samym położeniu, jak przed ekstrakcją, w celu uzyskania jak najwyższej odtwarzalności. Następnie włókno wprowadzano do dozownika, gdzie pozostawało 1 min. W tym czasie następowała desorpcja związków do kapilary. Próbki wszystkich odmian miodu (z wyjątkiem miodu pomarańczowego) pod względem czasu termostatowania, czasu ekstrakcji i temperatury ekstrakcji było wykonywane podwójnie. Optymalizacja metody przeprowadzono doświadczalnie.

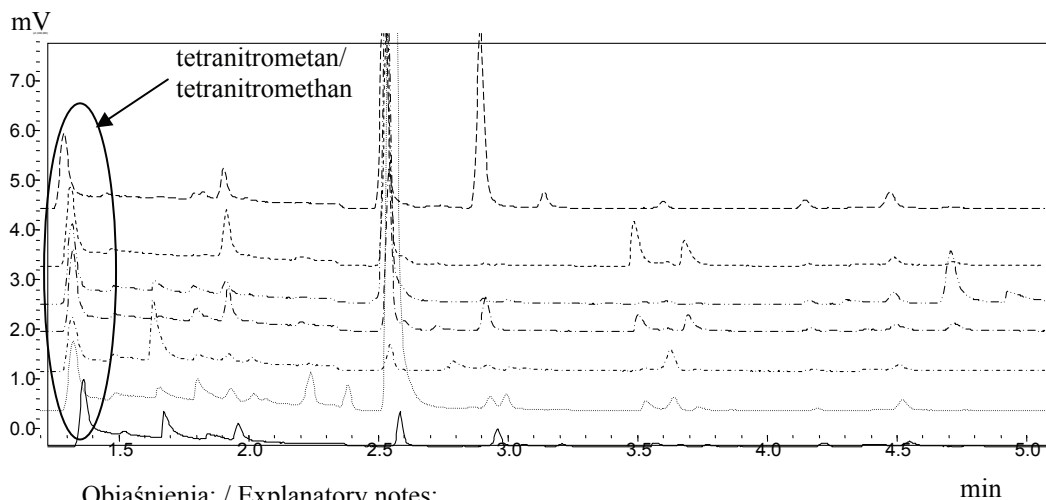
Identyfikacji związków dokonywano na podstawie porównania widm masowych analizowanych związków z widmami masowymi związków zgromadzonych w bibliotece Wiley 7N2 i NIST 147. Wykorzystywano w tym celu oprogramowanie systemu GC-MS Lab Solutions. Do porównania zawartości związków w próbkach brano pod uwagę powierzchnię rozdzielonych pików.

Wyniki i dyskusja

Analiza jakościowa profili związków lotnych badanych miodów przy zastosowaniu techniki SPME GC-MS pozwoliła na zidentyfikowanie 79 związków (tab. 1). Są to aldehydy, alkohole, estry, furany, ketony, kwasy, pochodne benzenu czy węglany. Występowanie tych związków w miodach potwierdzają badania przeprowadzone przez Plutowską i Wardenckiego [5]. Parametry podane w tab. 1. zostały przeliczone na podstawie powierzchni pola pod pikami z otrzymanych chromatogramów w stosunku do tetranitrometanu, którego pole powierzchni pod pikiem przyjęto jako 100%. Zastosowanie tetranitrometanu do przeliczeń wynika z faktu, że występował on we wszystkich analizowanych próbkach, przy czym wysokości pików tego związku w poszczególnych chromatogramach były zbliżone do siebie najbardziej (rys. 1).

Każdy przeanalizowany miód nektarowy charakteryzował się specyficzną dla swego gatunku kompozycją frakcji lotnej, dzięki której możliwe stało się rozróżnienie próbek między sobą. Takiej charakterystyki dokonano na podstawie obecności (lub braku) jednego lub kilku związków, które występowały tylko w jednym z analizowanych miodów. Ocena próbek została przedstawiona zgodnie z następującym wzorcem. Każdej analizowanej próbce była przypisywana wartość 1, jeżeli dany związek był w niej wykryty lub wartość 0, jeżeli był on nieobecny. Część substancji lotnych występowała w kilku miodach, stąd nie mogły być one uznane za markery charakterystycz-

ne. W związku z powyższym nie zostały one wzięte pod uwagę podczas analizowania chromatogramów.



Objaśnienia: / Explanatory notes:

Miód eukaliptusowy / Eucalyptus honey
Miód kasztanowy / Chestnut honey	-----
Miód lawendowy / Lavender honey	-----
Miód malinowy / Raspberry honey
Miód mniskowy / Dandelion honey	-.-.-.-
Miód pomarańczowy / Orange honey	————
Miód rozmarynowy / Rosemary honey	-.-.-.

Rys. 1. Fragmenty chromatogramów badanych miodów.

Fig. 1. Fragments of seven chromatograms analyzed honey.

Dokonując analizy związków lotnych można zauważyć, że dwa związki są charakterystyczne jedynie dla miodu eukaliptusowego (rys. 2). Są to: waleryl acetylu o czasie retencji 9,857 min oraz drugi związek o czasie retencji 10,281 min. Przy zastosowanej kolumnie nie jest możliwa jego identyfikacja, przypuszczalnie może to być ester 2-hydroksy-3-metylobutyłowy kwasu propanowego lub ester 2-pentylu kwasu metoksyoctowego. Verzera i wsp. [7] stwierdzili, że związki lotne charakterystyczne dla miodu eukaliptusowego to m.in. nonanol i nonanal, oktan i nonan. Te związki są obecne również w analizowanym miodzie. Jednakże związki te występują także w innych badanych miodach, co dyskwalifikuje je jako markery miodu eukaliptusowego. Być może pomocna byłaby tu analiza ilościowa, na podstawie której można

Tabela 1

Związki lotne wykryte w wybranych handlowych miodach pszczelich, analizowanych met. GC/MS.
Volatile compounds detected in the selected commercial bee honey samples analyzed using a GC/MS method.

Lp.	Nazwa związku Name substance	E	K	L	M	Mn	P	R
1	tetranitrometan	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0	100,0
2	siarczek dimetylu	32,3	48,9	64,5	34,1	65,8	34,0	42,0
3	dichlorometan	-	-	-	25,3	-	-	31,6
4	2-metylopentan	-	-	-	36,4	-	-	-
5	3-metylopentan	-	-	-	14,1	-	-	-
6	n-heksan	293,3	90,9	205,0	943,1	154,6	26,5	35,4
7	2-metylofuran	16,7	7,0	-	-	6,3	-	-
8	trichlorometan	2,6	23,5	155,9	8,5	1,5	15,4	10,8
9	4-metylo-1-pentanol	4,7	-	-	8,8	-	-	3,1
10	2-metylo-1,3-pentadien	-	-	14,6	-	-	2,6	-
11	3-metylobutanal	1,7	19,2	-	13,1	45,2	4,7	5,1
12	cykloheksan	3,9	1,6	6,0	11,5	3,4	2,1	46,1
13	2-metylobutanal	-	16,7	-	5,0	27,7	2,5	-
14	2,2-dimetyloheksan	4,5	4,2	7,3	2,6	3,1	4,9	3,9
15	n-heptan	11,0	7,4	16,6	8,0	7,6	8,1	14,6
16	2,5-dimetylofuran	51,9	6,7	1,6	-	2,4	-	-
17	3-hydroksy-2-butanon	31,1	-	-	-	-	-	-
18	2-metylobutanonitryl	-	-	-	-	12,2	1,2	-
19	3-metylobutanonitryl	-	-	5,7	36,0	220,6	8,2	-
20	metylobenzen	22,1	6,1	8,3	-	4,3	-	10,0
21	3-metylopentanal	10,2	5,5	8,3	3,5	2,0	3,0	9,1
22	metylobenzen	33,1	18,5	9,1	4,4	5,6	36,7	9,3
23	3-metylopentanal	-	-	-	117,4	273,2	4,9	-
24	3-hepten-2-on	-	-	-	-	-	74,1	-
25	1-okten	-	13,7	9,0	5,7	11,5	3,3	6,1
26	4-metylo-2,3-pentanodion	20,6	-	-	-	-	-	-
27	n-oktan	292,4	166,8	234,2	387,4	139,1	115,7	430,1

cd. Tab. 1

28	n-heksanal	-	2,2	10,9	-	4,5	-	-
29	2-okten	-	-	-	-	12,8	-	-
30	2-dekanal	-	-	-	2,7	10,9	-	-
31	ester butylowy kwasu octowego	114,2	7,5	10,4		91,3	-	-
32	2,4-dimetyloheptan	4,9	1,9	2,4	15,6	44,8	-	-
33	waleryl acetylu	65,8	-	-	-	-	-	-
34	4,4-dimetyl-3-oksopentanonitryl	-	-	-	138,2	872,1	6,5	-
35	ester 2-hydroksy-3-metylobutylowy kwasu propanowego	105,4	-	-	-	-	-	-
36	4-heptanol	281,6	-	-	-	-	-	-
37	etylobenzen	-	-	-	-	-	24,3	-
38	2,3,4-trimetylheksan	-	-	-	8,1	11,0	-	-
39	1,2-dimetylobenzen	3,3	1,4	99,1	2,2	2,0	80,3	8,3
40	1,3-dimetylobenzen	-	-	-	2,2	-	28,0	3,3
41	2-metyl-5-propylfuran	-	-	-	-	5,9	-	-
42	winylobenzen	-	18,4	-	-	-	-	-
43	n-nonan	36,0	19,4	48,4	39,4	38,9	27,3	49,0
44	2,4,6-oktatrien	-	4,2	-	-	-	-	
45	2,6,6-trimetylohept-2-en	11,2	1,5	127,1	1,6	-	5,8	11,9
46	kwas 4-metylo-2-pentanowy	573,0	-	-	-	-	2,6	-
47	2,2-dimetylo-3-metylenobicykloheptan	-	-	2,5	-	-	-	6,3
48	kwas pentanowy	754,1	-	-	-	-	7,8	-
49	4-metyleno-6,6-dimetylobicyklohept-2-en	-	1,7	5,5	-	-	-	-
50	aldehyd benzoesowy	-	11,6	-	-	37,9	5,8	-
51	5-izoprenyl-2-metylo-2-winylotetrahydrofuran	-	-	10,1	3,1	14,0	220,3	9,0
52	n-dekan	8,4	85,3	5,8	33,5	14,5	4,8	9,9
53	n-oktanal	-	5,8	8,8	7,5	10,4	-	7,6
54	5-izoprenyl-2-metylo-2-winylotetrahydrofuran (drugi izomer)	-	-	-	4,4	12,4	292,9	12,7
55	3,3-metylocykloheksylodien aldehydu octowego	-	46,1	-	-	-	-	-
56	1,2,4-trimetylenocykloheksan	-	6,4	-	-	-	-	-

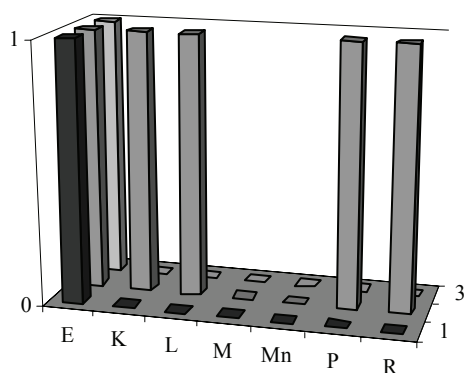
cd. Tab. 1

57	1,3,8-p-metanotrien	4,3	9,1	8,6	3,3	8,5	9,0	2,9
58	2-etylo-1-heksanol	15,8	12,4	13,1	8,9	8,1	7,8	10,9
59	2-propylo-1-pentanol	4,1	5,1	19,0	5,3	2,1	26,4	7,3
60	1,8-cyneol	-	-	6,0	-	-	-	-
61	fenyloetanal	-	-	16,9	-	-	12,1	8,8
62	3,7-dimetylodekkan	2,8	1,7	1,8	10,4	14,8	4,0	1,2
63	2-metyl-1-nonen	26,7	-	-	-	-	-	-
64	1-metylo-4-(1-metyloetylo)-1,4-cykloheksadien	-	13,7	9,8	-	-	-	-
65	1-metylo-4-(1-metyloetyleno)-benzen	9,6	71,9	16,2	6,7	11,3	18,2	6,4
66	n-undekkan	-	23,0	54,3	16,1	-	-	-
67	3,7-dimetylo-1,5,7-oktatrien-3-ol	-	5,0	134,9	-	-	17,7	-
68	n-nonanal	6,4	46,0	-	326,6	74,7	15,4	86,9
69	dekametylocyklopentasiloksan	8,1	3,8	2,5	4,5	6,0	4,3	3,6
70	2-(5-metylo-5-winylotetrahydro-2-furanylo)propanol	-	-	8,3	3,7	74,3	31,3	2,8
71	2-(5-metylo-5-winylotetrahydro-2-furanylo)propanol	-	-	-	-	128,6	32,1	-
72	3,7-dimetylo-1,6-oktadien-3-ol	-	6,0	-	-	47,1	11,8	-
73	1-nonanol	14,9	8,2	9,2	-	-	2,5	7,0
74	3,3-dimetylocykloheksanoetanal	-	-	-	-	-	39,5	-
75	n-dekanal	4,3	11,9	5,5	31,5	19,7	5,1	14,0
76	4,4-dimetylo-3-cyklohekseno-1-etanal	-	-	-	-	-	112,4	-
77	ester etylowy kwasu nonanowego	2,7	3,2	2,6	2,8	2,2	35,8	3,5
78	tetradekametyloheksasiloksan	-	-	-	-	-	-	5,7
79	1,1,4,7-tetrametylo-1a,22,3,4,5,6,7,7b-oktahydro-1H-cyklopropanoazulen	-	-	5,8	-	-	-	-

rozróżnić miody: eukaliptusowy, z kwiatów pomarańczy i z dzikich kwiatów. W przypadku zastosowania innej metody [6], związkami charakteryzującymi miód eukaliptusowy okazały się okten czy 2,3-pentanodion.

Przeprowadzając analizę obrazów chromatograficznych miodu kasztanowego zidentyfikowano 4 związki, które odróżniają tę próbę od pozostałych. Są to 3,3-metylocykloheksylodien aldehydu octowego i styren, które przedstawiono na rys. 3., oraz 1,2,4-trimetylenocykloheksan i 2,4,6-oktatrien. Radovic i wsp. [6] podają, że

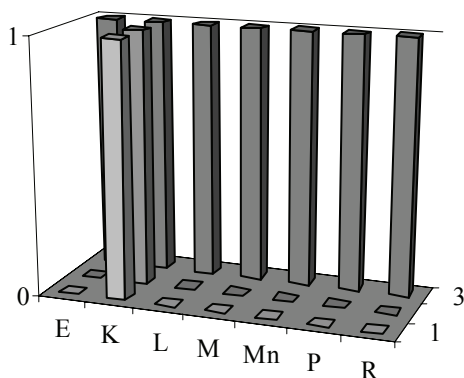
związki furanowe są charakterystyczne dla aromatu miodu kasztanowego. Za pomocą jednego z nich, 2-metyldihydrofuranonu, można odróżnić próbkę tej odmiany miodu od pozostałych. Pomocne mogą się okazać także alkohol metylobenzylowy, lub 3-heksen-1-ol wraz dimetylostyrenem.



- 1) waleryl acetylu/acetyl waleryl
- 2) 1-nonanol/1-nonanol
- 3) ester 2-hydroksy-3-metylobutyłowy kwasu propanowego/propanon acid, 2-hydroksy-3metylobuthylo ester

Rys. 2. Charakterystyczne związki lotne miodu eukaliptusowego.

Fig. 2. Characteristic volatile compounds of the eucalyptus honey



- 1) Styren/styren
- 2) 3,3-metylocykloheksylodien aldehydu octowego/Acetaldehyde, (3,3-dimethylcyclohexylidene)-
- 3) n-nonan/n-nonan

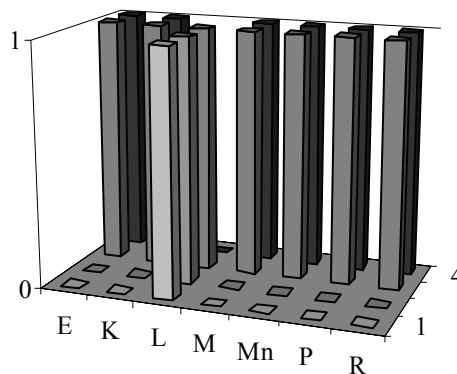
Rys. 3. Charakterystyczne związki lotne miodu kasztanowego.

Fig. 3. Characteristic volatile compounds of the chestnut honey.

Identyfikacji miodu lawendowego można dokonać na podstawie obecności 1,8-cyneol lub też piku o czasie retencji 29,487 min (1 - 1,1,4,7-tetrametylo-1a,22,3,4,5,6,7,7b-oktahydro-1H-cyklopropanoazulen lub 2,2,4a-trimetylo-8-metylenodekahydrocyklo-butanoinden) (rys. 4). W miodzie lawendowym, jako jedynym, nie oznaczono ani n-nonanal, ani 3-metylobutanalu. Nieobecność tych związków również

odróżnia ten miód od pozostałych. Podobnie Radovic i wsp. [6] stwierdzili, że można odróżnić miód lawendowy od badanych przez niego na podstawie występowania heptanal lub też braku obecności 4-oksoizoforonu.

- 1) 1,1,4,7-tetrametylo-1a,2,2,3,4,5,6,7,7b-oktahydro-1H-cyklopropanoazulen
- 2) 1,8-cyneol/1,8-cineole
- 3) 3,7-dimetylodekkan/
3,7-dimethylodecan
- 4) 3-metylobutanal/butanal,
3-methyl-

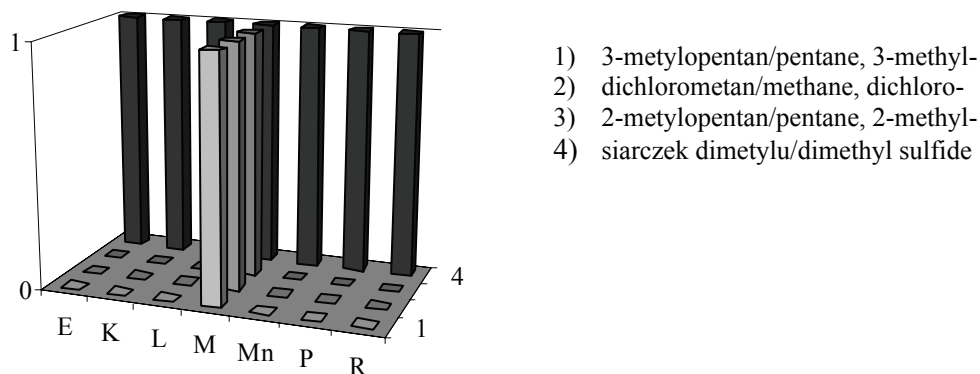


Rys. 4. Charakterystyczne związki lotne miodu lawendowego.

Fig. 4. Characteristic volatile compounds of the lavender honey.

Aldehyd fenylooctowy nie może posłużyć sam jako marker miodu lawendowego, choć Bouseta i wsp. [3] wymieniają jego obecność, jednak twierdzą, że związek ten występuje także w miodzie pomarańczowym. W przypadku miodów badanych w tej pracy ww. aldehyd został wykryty w trzech miodach: wcześniej wspomnianym lawendowym, a także pomarańczowym i rozmarynowym. Bouseta i wsp. [3] sugerują, że identyfikacja tego miodu wymaga scharakteryzowania miodu pod względem obecności fenyloetanolu i kumaryny łącznie.

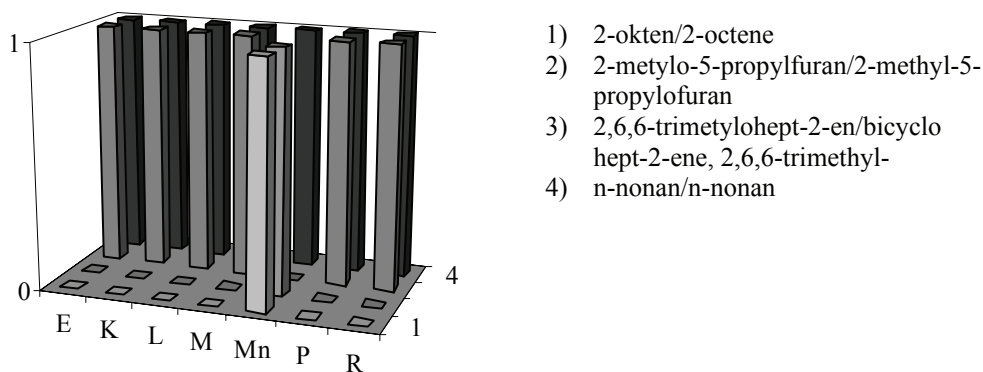
Guyot-Declerck i wsp. [4] przeprowadzili analizę związków lotnych dwóch miodów lawendowych w dwóch równoległych próbach przechowywanych w temp. 3 i 40°C. Z badań tych wynika, że obecność kumaryny w miodzie związana jest z niewłaściwymi parametrami przechowywania, co z kolei wskazuje, że kumaryna może być dobrym markerem stosowanym do określania świeżości miodu. Podczas analizy obrazu chromatograficznego badanego miodu lawendowego nie wykryto kumaryny. Dodatkowo wcześniejsze analizy nie wykazały, że próbka mogłaby być przechowywana w niewłaściwych warunkach, co dodatkowo potwierdza brak tego właśnie związku lotnego.



Rys. 5. Charakterystyczne związki lotne miodu malinowego.

Fig. 5. Characteristic volatile compounds of the raspberry honey.

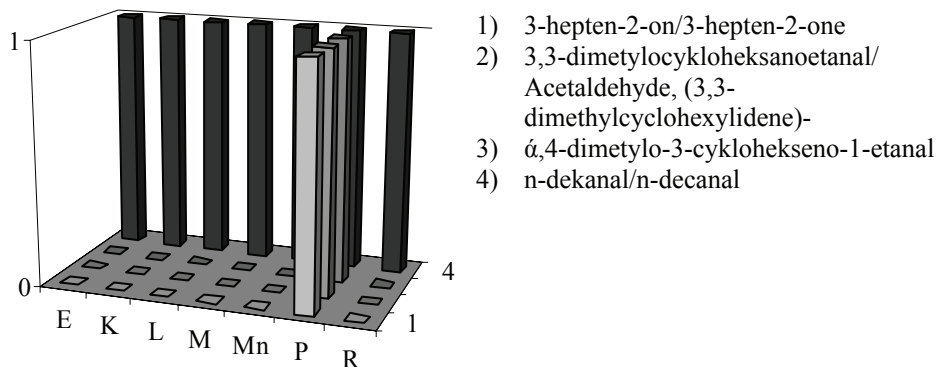
W celu identyfikacji miodu malinowego należy wziąć pod uwagę dwa związki: 3-metylopentan oraz 2-metylopentan (rys. 5). Dichlorometan, również przedstawiony na wykresie, nie może posłużyć jako marker miodu malinowego, ponieważ jego obecność można również wykryć w miodzie rozmarynowym.



Rys. 6. Charakterystyczne związki lotne miodu mniskowego.

Fig. 6. Characteristic volatile compounds of the dandelion honey.

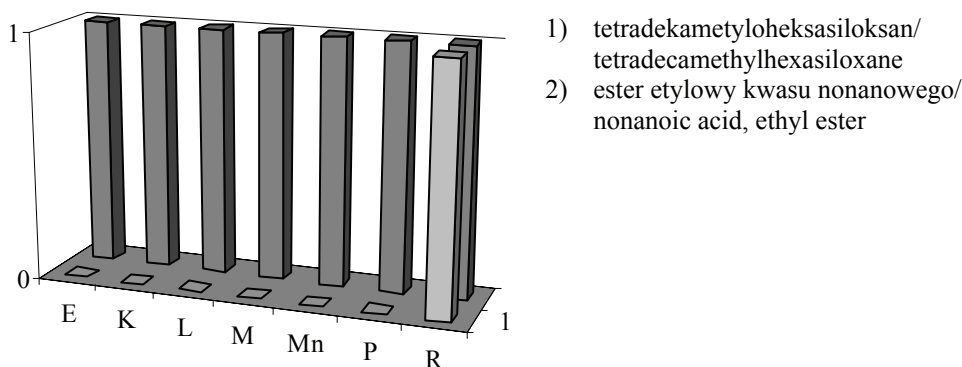
Analizując dane dotyczące związków lotnych miodu mniskowego stwierdza się, że można dokonać odróżnienia tej próby od pozostałych na podstawie występowania 2-oktenu i 2-metylo-5-propylfuranu oraz nieobecności 2,6,6-trimetylohept-2-enu (rys. 6.). Nie jest możliwe porównanie profili związków lotnych miodu malinowego i mniskowego z badaniami innych naukowców, ponieważ brak jest takich publikacji.



Rys. 7. Charakterystyczne związki lotne miodu pomarańczowego.

Fig. 7. Characteristic volatile compounds of the orange honey.

Po przeprowadzeniu analizy związków lotnych miodu pomarańczowego można wybrać 4 związki, które posłużą jako markery tej odmiany. Są to (obecne na rys. 7.) 3-hepten-2-on, 3,3-dimetylocykloheksanoetanal i 3,4-dimetylo-3-cyklohekseno-1-etanal oraz etylobenzen.



Rys. 8. Charakterystyczne związki lotne miodu rozmarynowego.

Fig. 8. Characteristic volatile compounds of the rosemary honey.

Analizując chromatogram miodu rozmarynowego stwierdzono, że można dokonać identyfikacji tej odmiany na podstawie tetradekametyloheksasiloksanu, który jako jedyny został zidentyfikowany w analizowanej próbce (rys. 8). Natomiast Radovic i wsp. [6] dokonali odróżnienia próbki miodu rozmarynowego na podstawie braku obecności 2-acetylofuranu. Niestety dane te nie mogą zostać porównane z danymi doświadczalnymi, ponieważ związek ten nie został zidentyfikowany.

Zastosowana analiza jakościowa pozwoliła na rozróżnienie botaniczne badanych produktów i wykazała, że możliwe jest stwierdzenie autentyczności botanicznej miodów nektarowych. Aby takiej analizie dokonać należałoby przeprowadzić dokładną analizę jakościową chromatogramów poszczególnych odmian miodów, a następnie na ich podstawie przeprowadzić określenie autentyczności innych prób. Dodatkowo rozszerzenie tych badań o analizę ilościową umożliwiłoby również zróżnicowanie próbek pod względem pochodzenia geograficznego [4].

Wnioski

1. Zastosowana analiza jakościowa profili związków lotnych pozwoliła na zróżnicowanie botaniczne badanych produktów i udowodniła, że metoda mikroekstrakcji do fazy stałej (SPME) z wykorzystaniem chromatografii gazowej sprzężonej ze spektrometrem mas (GC-MS) okazała się przydatna w określaniu autentyczności botanicznej miodów nektarowych.
2. W celu dowiedzenia autentyczności botanicznej miodów należy kontynuować badania poprzez dokładną analizę jakościową chromatogramów poszczególnych odmian miodów, a następnie na ich podstawie przeprowadzić określenie autentyczności innych prób.

Praca była prezentowana podczas XII Ogólnopolskiej Sesji Sekcji Młodej Kadry Naukowej PTTŻ, Lublin, 23–24 maja 2007 r.

Literatura

- [1] Dyrektywa Rady 2001/110/WE z dnia 20 grudnia 2001 r. w sprawie miodu, Dz. U. L 10, 2002, 47.
- [2] Bonga G., Giumanini A.G., I Gliozzi G.: Chemical composition of chestnut honey: Analysis of the hydrocarbon fraction. *J. Agric. Food Chem.*, 1986, **34**, 319-326.
- [3] Bouseta A., Scheirman V., Collin S.: Flavor and free amino acid composition of lavender and eucalyptus honeys. *J. Food Sci.*, 1996, **61**, 683-694.
- [4] Guyot-Declerck C., Renson S., Bouseta A., Collin S.: Floral quality and discrimination of *Lavandula stoechas*, *Lavandula angustifolia*, and *Lavandula angustifolia*×*latifolia* honeys. *Food Chem.*, 2002, **79**, 453-459.
- [5] Plutowska B., Wardencki W.: Aromagrams – Aromatic profiles in the appreciation of food quality. *Food Chem.*, 2007, **101**, 845-872.
- [6] Radovic B.S., Careri M., Mangia A., Musci M., Gerboles M., Anklam E.: Contribution of dynamic headspace GC-MS analysis of aroma compounds to authenticity testing of honey. *Food Chem.*, 2001, **72**, 511-520.
- [7] Verzera A., Campisi S., Zappala M., Bonaccorsi I.: SPME-GC/MS Analysis of honey volatile components for the characterization of different floral origin. www.iscpubs.com/articles/aln/n0107ver.pdf, 25.09.200

THE AROMA PROFILE IN SELECTED BEE HONEY

S u m m a r y

The objective of the study was to verify the authenticity floral honey by using solid phase microextraction technique (SPME) together with gas chromatography coupled with mass spectrometry (GC-MS). Seven different floral honey varieties were selected for the research: eucalyptus, chestnut, lavender, raspberry, dandelion, orange blossom and rosemary. The isolation of the aroma compounds was performed using the SPME procedure. A DVB/CAR/PDMS fibre was used to extract headspace volatiles from honey. The analysis of the extracts was performed using an SHIMADZU GCMS-QP2010S. The column used was an DB-5 capillary column (30 m x 0.25 mm i.d., 0.5 µm film thickness).

Quantitative analysis of aroma profiles let us differentiate samples of honey, and it has proven that solid phase microextraction technique (SPME) together with gas chromatography coupled with turned out in definition of botanical authenticity of honey.

Key words: honey, aroma profile, authenticity, volatile compound 