

## **WPLYW SACHAROZY NA STABILNOŚĆ ANTOCYJANÓW I BARWĘ SOKU Z ARONII**

**Joanna Danielczuk, Sylwia Skąpska, Grażyna A. Hałasińska, Anna Fabisiak,  
Natalia Dobros**

Instytut Biotechnologii Przemysłu Rolno-Spożywczego im. prof. Wacława Dąbrowskiego  
Zakład Technologii Przetworów Owocowych i Warzywnych  
ul. Rakowiecka 36, 02-532 Warszawa  
joanna.danielczuk@ibprs.pl

### **Streszczenie**

Zbadano wpływ dodatku sacharozy na stabilność antocyjanów i zmiany barwy soku z aronii w trakcie pasteryzacji i przechowywania. Badaniom poddano próbki zawierające 50% soku z aronii i dodatek sacharozy na poziomie 0, 10, 20, 30 i 50%. Jako regulator kwasowości zastosowano kwas cytrynowy w ilości 5 g/l. W próbkach przed pasteryzacją i po pasteryzacji oraz w trakcie półrocznego okresu przechowywania w temperaturze pokojowej bez dostępu światła mierzono zawartość antocyjanów ogółem, czterech podstawowych związków antocyjanowych metodą HPLC (galaktozyd, arabinozyd, glukozyd i ksylozyd cyjanidyny) oraz parametry barwy  $L^*$ ,  $a^*$  i  $b^*$ . Zmiany w zawartości związków antocyjanowych i parametrów barwy zachodzące w wyniku pasteryzacji były niewielkie i proporcjonalne do ilości dodanego cukru. W trakcie przechowywania następowało natomiast istotne obniżenie zawartości wszystkich badanych związków barwnych, spadek natężenia barwy czerwonej ( $a^*$ ) i żółtej ( $b^*$ ) oraz pojaśnienie barwy (wzrost parametru  $L^*$ ). Stabilizujący efekt sacharozy na antocyjany obserwowano dopiero na poziomie 50%. Największe straty w czasie przechowywania, spośród czterech oznaczanych związków antocyjanowych, zaobserwowano w przypadku arabinozydu cyjanidyny.

**Słowa kluczowe:** aronia, sacharoza, antocyjany, parametry barwy

### **IMPACT OF SUCROSE ON ANTHOCYANIN AND COLOUR STABILITY OF ARONIA JUICE**

#### **Summary**

The impact of sucrose addition on anthocyanin stability and changes of colour parameters during pasteurization and storage was investigated. Samples containing 50% of aronia juice and 0, 10, 20, 30 i 50% of added sucrose were investigated. Citric acid at concentration of 5 g/l was used as an acidity regulator. Total anthocyanin content, four primary anthocyanin compounds (cyanidin galactoside, arabinoside, glucoside and xyloside) using HPLC and colour parameters  $L^*$ ,  $a^*$  and  $b^*$  were determined before and after pasteurization and during 6-month storage period at ambient temperature without light.

Changes of anthocyanin compounds as well as colour parameters occurring during pasteurization were slight and proportional to the amount of added sugar. The significant decrease of all analyzed colour compounds, drop of red ( $a^*$ ) and yellow ( $b^*$ ) colour intensity and colour brightening (increase of  $L^*$  parameter) were observed during storage. The stabilizing effect of sucrose was evident only at 50% addition level. Cyanidine arabisode

was the less stable compound during storage among four analysed anthocyanins.

**Key words:** aronia, sucrose, anthocyanins, colour parameters

### WPROWADZENIE

Aronia czarnoowocowa (*Aronia melanocarpa* Michx.) należy do rodziny różowatych (*Rosaceae*) i podrodziny jabłkowe (*Pomoideae*). Obecnie Polska jest największym producentem aronii na świecie, wytwarzającym ok. 90% światowych zbiorów tych owoców. Produkcja owoców aronii w Polsce rosła stale w ostatnich latach – w 2003 r. szacowano ją na 15 tysięcy ton [Kleparski 2003], a w 2009 r. już na 36,8 tysięcy ton [GUS 2010].

Owoce aronii są bogatym źródłem związków bioaktywnych o właściwościach antyoksydacyjnych, w tym zwłaszcza polifenoli, takich jak antocyjany, procyjanidyny, flawanole, katechiny, fenolokwasy, taniny [Kalemba i in. 1995; Oszmiański 2007b]. Według różnych źródeł aronia zawiera od 0,7 do 3,5 g polifenoli w 100 g świeżej masy i pod tym względem przewyższa trzykrotnie inne owoce jagodowe, takie jak żurawina czy czarna porzeczka [Oszmiański 2007a; Oszmiański, Sapis 1988; Jakobek i in. 2007; Benvenuti i in. 2004].

Aronia jest najbogatszym źródłem antocyjanów wśród krajowych owoców jagodowych. Antocyjany stanowią ok. 25% wszystkich składników fenolowych aronii [Oszmiański, Wojdyło 2005]. Źródła literaturowe podają zróżnicowaną zawartość antocyjanów w aronii, od 240 do 850 mg/100 g świeżej masy [Skupień, Oszmiański 2007; Wu i in. 2004; Jeppsson 2000a i b; Strigl i in. 1995a i b; Jakobek i in. 2007; Zheng i Wang 2003; Benvenuit i in. 2004]. Antocyjany aronii to przede wszystkim cztery glikozydy cyjanidyny: 3-galaktozyd, 3-arabinozyd, 3-glukozyd i 3-ksylozyd [Wu i in. 2004; Jeppsson 2000b; Strigl i in. 1995a i b; Jakobek i in. 2007; Zheng i Wang 2003; Benvenuit i in. 2004; Slimestad i in. 2005; Oszmiański i Sapis 1988]. Antocyjany aronii są stosunkowo trwałe w porównaniu z antocyjanami innych owoców jagodowych, gdyż zawierają jako aglikon cyjanidynę, a takie połączenie jest bardziej stabilne niż np. w przypadku peonidyny, petunidyny, malwidyny czy delfinidyny [Trošt i in. 2008]. Czyni to aronię cennym surowcem dla przetwórstwa, ze względu na atrakcyjną i trwałą czerwoną barwę, którą nadaje wyrobom z jej udziałem. Sok z aronii może być używany do barwienia innych soków i nektarów, a czyste antocyjany aronii są wykorzystywane jako barwnik spożywczy.

Mimo licznych wartości prozdrowotnych świeże owoce aronii nie są chętnie spożywane ze względu na cierpki smak, związany z dużą zawartością polifenoli, zwłaszcza katechin i proantocyjanidyn [Kolniak i in. 2009; Oszmiański i Sożyński 1989; Kulig i Rawel 2008; Kalemba i in. 1995]. Natomiast doskonale nadają się na przetwory, tj. soki, dzemy, powidła,

konfitury, galaretki, herbaty owocowe, wina i nalewki.

Aronia w 90% przetwarzana jest na sok zagęszczony, który wykorzystywany jest do produkcji soków pitnych, nektarów i napojów. Podczas procesów technologicznych związanych z przygotowaniem zagęszczonego soku z owoców kolorowych tracona jest zwykle duża część antocyjanów. Znaczna ich ilość pozostaje w wytlókach [Skrede i in. 2000], a te, które przechodzą do soku, ulegają degradacji pod wpływem czynników takich jak ogrzewanie, światło, tlen, kwas askorbinowy, niektóre cukry i produkty ich rozkładu [Horbowicz i in. 2008, Trošt i in. 2008, Kechinski i in. 2010]. Do degradacji antocyjanów przyczyniają się również enzymy, zarówno natywna oksydaza polifenolowa jak i preparaty enzymatyczne stosowane w procesie technologicznym [Iversen 1999; Oszmiański i Sożyński 1989; Skrede i in. 2000]. Znaczne ilości antocyjanów są usuwane na etapach filtracji i klarowania [Oszmiański 2007a]. W sumie w procesie otrzymywania zagęszczonego klarownego soku z aronii w warunkach przemysłowych traci się średnio ok. 66% związków antocyjanowych [Danielczuk i in. 2010]. Straty antocyjanów następują również na etapie przechowywania soku zagęszczonego oraz gotowych produktów. Tempo tych zmian zależy przede wszystkim od temperatury. Oszmiański i Sożyński (1989) podają, że po 3 miesiącach przechowywania w temperaturze 30°C soki z aronii posiadały trzykrotnie mniej antocyjanów niż przechowywane w temperaturze 10°C. W nektarze z czarnych porzeczek w trakcie półrocznego przechowywania w 20°C zawartość antocyjanów spadła o 50% [Iversen 1999], natomiast w soku z tych owoców przechowywanym w 35°C spadek wynosił 95% już po miesiącu [Wang i Xu 2007]. Pektyny działają stabilizująco na antocyjany, np. w naturalnie mętym soku z czarnych malin po półrocznym przechowywaniu pozostało prawie dwukrotnie więcej monomerycznych antocyjanów niż w soku klarownym [Hager i in. 2008].

Znaczący, chociaż niejednoznaczny, wpływ na stabilność związków antocyjanowych w owocach jagodowych mają cukry. Oddziaływanie cukrów na antocyjany jest oceniane na ogół pozytywnie, gdyż ich obecność hamuje tworzenie się brunatnych polimerów. Ochronny wpływ sacharozy na antocyjany obserwowany jest jako tzw. efekt hiperchromowy, czyli wzrost absorbancji przy długości fali odpowiadającej maksimum absorbancji. Wynika on ze zmniejszenia aktywności wody i jej dostępności, co ogranicza reakcje hydrolizy glikozydów [Tsai i in. 2005]. Odwrotny efekt można zaobserwować w trakcie ogrzewania produktów, gdyż związki powstające w wyniku termicznego rozkładu sacharozy, np. hydroksymetylofurfural i produkty reakcji Maillarda, mogą przyspieszać degradację antocyjanów i brązowienie roztworu. Analogiczny efekt był zauważalny w przypadku ogrzewania antocyjanów w obecności fruktozy [Tsai i in. 2005; Hubbermann i in. 2006].

Efekt ochronny lub, w niektórych przypadkach, destabilizujący zależy od rodzaju cukru (glukoza, fruktoza, sacharoza) i jego stężenia [Oszmiański i Sożyński 1989]. Badania modelowe przeprowadzone przez Stasiak i in. (1998) wykazały bardzo nieznaczny ochronny wpływ sacharozy na antocyjany przy stężeniu 13%, natomiast 65%. dodatek cukru wpływał istotnie na ich trwałość w trakcie przechowywania. W soku z truskawek, czarnego bzu i czarnej marchwi ogrzewanych z dodatkiem glukozy, fruktozy i sacharozy w ilości 50 g/l nie stwierdzono wyraźnego stabilizującego efektu cukru na trwałość antocyjanów i barwy [Sadilova i in. 2009]. W mrożonych truskawkach z dodatkiem sacharozy na różnych poziomach istotną poprawę stabilności antocyjanów w czasie przechowywania stwierdzono dopiero przy 40%. dodatku cukru [Worlstad i in. 1990].

Celem niniejszej pracy było sprawdzenie stabilności antocyjanów nektaru aroniowego z dodatkiem sacharozy na kilku poziomach, w trakcie pasteryzacji i półrocznego przechowywania.

## **MATERIAŁ I METODY BADAŃ**

### **Materialiały**

Do otrzymania nektarów aroniowych użyto następujących materiałów:

- otrzymany w warunkach przemysłowych zagęszczony klarowny sok z aronii o ekstrakcie refraktometrycznym 68,3%,
- handlowy cukier biały kryształ,
- kwas cytrynowy jednowodny,
- woda źródlana niegazowana „Dar Natury” Zakład Produkcyjny Częstoniew.

### **Metody**

Przygotowano próbki 50% nektarów aroniowych o następującym składzie:

- 50% soku z aronii odtworzonego z soku zagęszczonego o ekstrakcie 16°Bx,
- kwas cytrynowy 5 g/l,
- dodatek 0, 10, 20, 30 i 50% wag. sacharozy,
- woda do 100%.

Wartość pH otrzymanych nektarów wynosiła 3,0–3,3. Nektary rozlano do słoików szklanych twist-off o pojemności 100 ml i pasteryzowano przez 12 min w temperaturze 85-86°C. Próbki przechowywano w temperaturze pokojowej bez dostępu światła przez 6 miesięcy. Analizy antocyjanów i barwy wykonano przed pasteryzacją i po pasteryzacji oraz co miesiąc w trakcie przechowywania. Na początku i na koniec okresu przechowywania oznaczono również zawartość glukozy, fruktozy i sacharozy w próbkach.

Podstawowe parametry nektarów oznaczano następująco:

- gęstość względna (d 20/20) – metodą oscylacyjną z wykorzystaniem densytometru Anton Paar DMA 4500 – wg IFU Analysis No 1A, 2000,
- odpowiadający gęstości ekstrakt – wg IFU Analysis No 8, 2000,
- D-glukoza i D-fruktoza – metodą enzymatyczno-spektrofotometryczną wg PN-EN 1140:1999,
- sacharoza – metodą enzymatyczno-spektrofotometryczną wg PN-EN 12146:2001.

Zawartość antocyjanów ogółem oraz wartość indeksu degradacji oznaczano metodą spektrofotometryczną według Fuleki i Francisa (1968) w modyfikacji Godka (1981). Wynik podawano jako 3-galaktozyd cyjanidyny (ekstynkcja molarna  $\epsilon = 30200$ ).

Badanie składu antocyjanów metodą HPLC wykonywano następująco: próbki nektarów rozcieńczonych 10-krotnie 0,1%  $H_3PO_4$  nanoszono na mikrokolumny Sep-Pak C18. Cukry i inne substancje balastowe wypłukiwano 0,1%  $H_3PO_4$ , a następnie antocyjany eluowano metanolem zakwaszonym 0,1% HCl (75:25). Rozdział prowadzono, stosując chromatograf Waters 2696, w następujących warunkach: kolumna C18 Sun Fire (250 mm x 4,6 mm), średnica ziaren 5  $\mu m$ , temperatura 25°C, detektor fotodiodowy, długość fali 520 nm, elucja roztworem acetonitrylu w 4,5% kwasie mrówkowym 80:20 (eluent A), 4,5% kwasem mrówkowym (eluent B), przepływ 1 ml/min, wg gradientu: stężenie eluentu A zwiększano liniowo do 7 min od 0 do 15%, następnie do 15 min prowadzono elucję izokratyczną, po czym zwiększano stężenie eluentu A do 21 min do 100%. Następnie stężenie eluentu A obniżano do 0% w celu stabilizacji kolumny. Identyfikację prowadzono poprzez porównanie czasów retencji z czasem retencji wzorców: 3-O- $\beta$ -galaktozydu cyjanidyny, 3-O- $\beta$ -glukozydu cyjanidyny i 3-O- $\beta$ -arabinozydu cyjanidyny (Polyphenols Laboratories AS). 3-O-ksylozyd cyjanidyny zidentyfikowano na podstawie chromatogramów zamieszczonych w publikacjach [Wu i in. 2004; Strigl i in. 1995a; Oszmiański i Sapis 1988]. Oznaczenia ilościowe wszystkich związków przeprowadzono w przeliczeniu na 3-O- $\beta$ -glukozyd cyjanidyny.

Pomiar parametrów  $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$  przeprowadzano, stosując kolorymetr Minolta CR 200, w szklanej kuwecie o długości drogi świetlnej równej 0,5 cm, wobec wzorca bieli, przy iluminacji  $D_{65}$ . Zmierzono parametry barwy w próbkach 50% nektarów rozcieńczonych 1:9 roztworem HCl o pH=2 do ekstraktu ok. 1 Brix (przy takim rozcieńczeniu obserwowano maksymalne wartości parametrów  $a^*$  i  $b^*$  nektarów).

## **WYNIKI I DYSKUSJA**

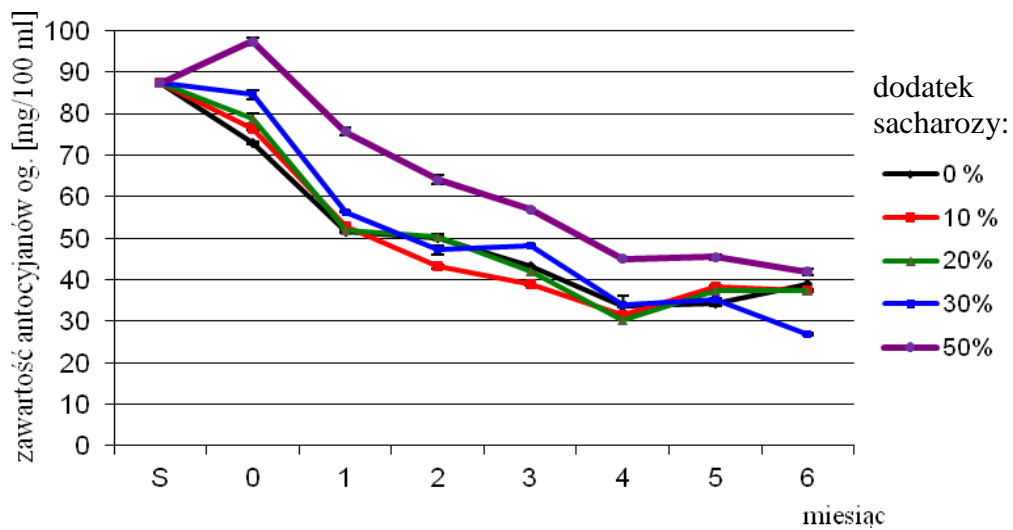
Sok z aronii nie nadaje się do picia jako sok 100% ze względu na zbyt cierpki smak powodowany wysoką zawartością polifenoli, może być natomiast spożywany w postaci

rozcieńczonego i dosłodzonego nektaru. Dyrektywa 2012/112/EC oraz Rozporządzenie MRiRW z 2003 r. (z późniejszymi zmianami) w sprawie jakości handlowej soków i nektarów nie ustalają minimalnej zawartości soku z aronii w nektarze, dlatego w niniejszej pracy przyjęto najwyższą z minimalnych przewidzianych w ww. dyrektywie zawartość soku, wskazywaną przez te dokumenty dla nektarów owocowych, wynoszącą 50%. Dopuszczalna prawem ilość dodanego cukru w nektarze nie może przekraczać 20%, dlatego produkty będące przedmiotem omawianych badań nazwano nektarami umownie, ze względu na zawartość soku i płynną konsystencję. „Nektar” zawierający 30% sacharozy jest produktem zbliżonym pod względem ilości cukru do dżemów niskosłodzonych, natomiast „nektar” zawierający 50% dodanego cukru – do syropu.

Dodatek sacharozy miał ochronny wpływ na antocyjany w trakcie pasteryzacji – straty tych związków malały wraz z rosnącym stężeniem cukru, a w przypadku 50% jego dodatku stwierdzono nawet pewien wzrost zawartości tych związków (rysunek 1). W nektarze bez dodatku cukru pasteryzacja spowodowała obniżenie zawartości antocyjanów ogółem o 16,6%. W trakcie przechowywania obserwowano stały spadek stężenia antocyjanów. Dodatek sacharozy w stężeniach do 30% nie wpływał zasadniczo na proces degradacji tych związków, a po 6 miesiącach największe straty, wynoszące 68,2%, zaobserwowano w próbce z 30% dodatkiem cukru. Dopiero 50% dodatek sacharozy w znaczący sposób hamował rozkład antocyjanów, jednak na koniec okresu przechowywania straty były również znaczące i wynosiły 56,9%. Podobne rezultaty przedstawił Iversen (1999) – w trakcie 6-miesięcznego przechowywania nektaru z czarnych porzeczek w temp. 20°C zaobserwował on 50% spadek zawartości monomerycznych antocyjanów, natomiast Hager i in. (2008) w czasie półrocznego przechowywania w temp. 25°C klarownych, pasteryzowanych soków z czarnych malin stwierdzili nawet wyższy, wynoszący 75%, ubytek antocyjanów. Indeks degradacji, będący wskaźnikiem stopnia degradacji antocyjanów, nie wzrósł w sposób znaczący w wyniku pasteryzacji (rysunek 2). W trakcie pierwszych czterech miesięcy przechowywania odnotowano stopniowy wzrost tego parametru, a w dwóch kolejnych miesiącach nastąpił jego spadek, za wyjątkiem próbki z 30% dodatkiem sacharozy, która po 6 miesiącach wykazywała największą wartość indeksu – 1,55.

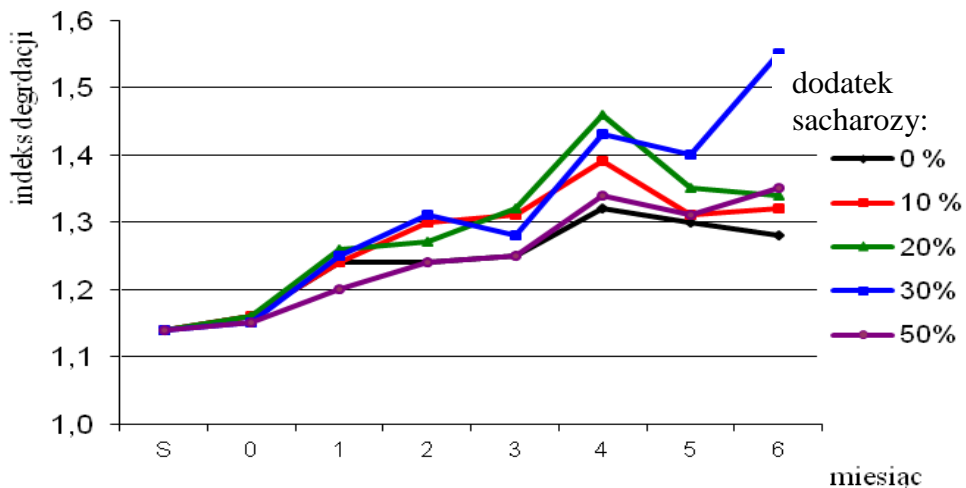
Podobne zależności zaobserwowano, badając stężenie poszczególnych związków antocyjanowych (rysunek 3). Największą ochronę wszystkich związków w trakcie pasteryzacji i przez pierwsze trzy miesiące przechowywania stwierdzono w przypadku 50% dodatku sacharozy. W kolejnych miesiącach efekt ten nie był już tak widoczny i zmiany stężenia badanych związków nie były jednoznacznie skorelowane ze stężeniem cukru. Po

6 miesiącach przechowywania najmniej badanych związków stwierdzono w próbce z 30% dodatkiem sacharozy.



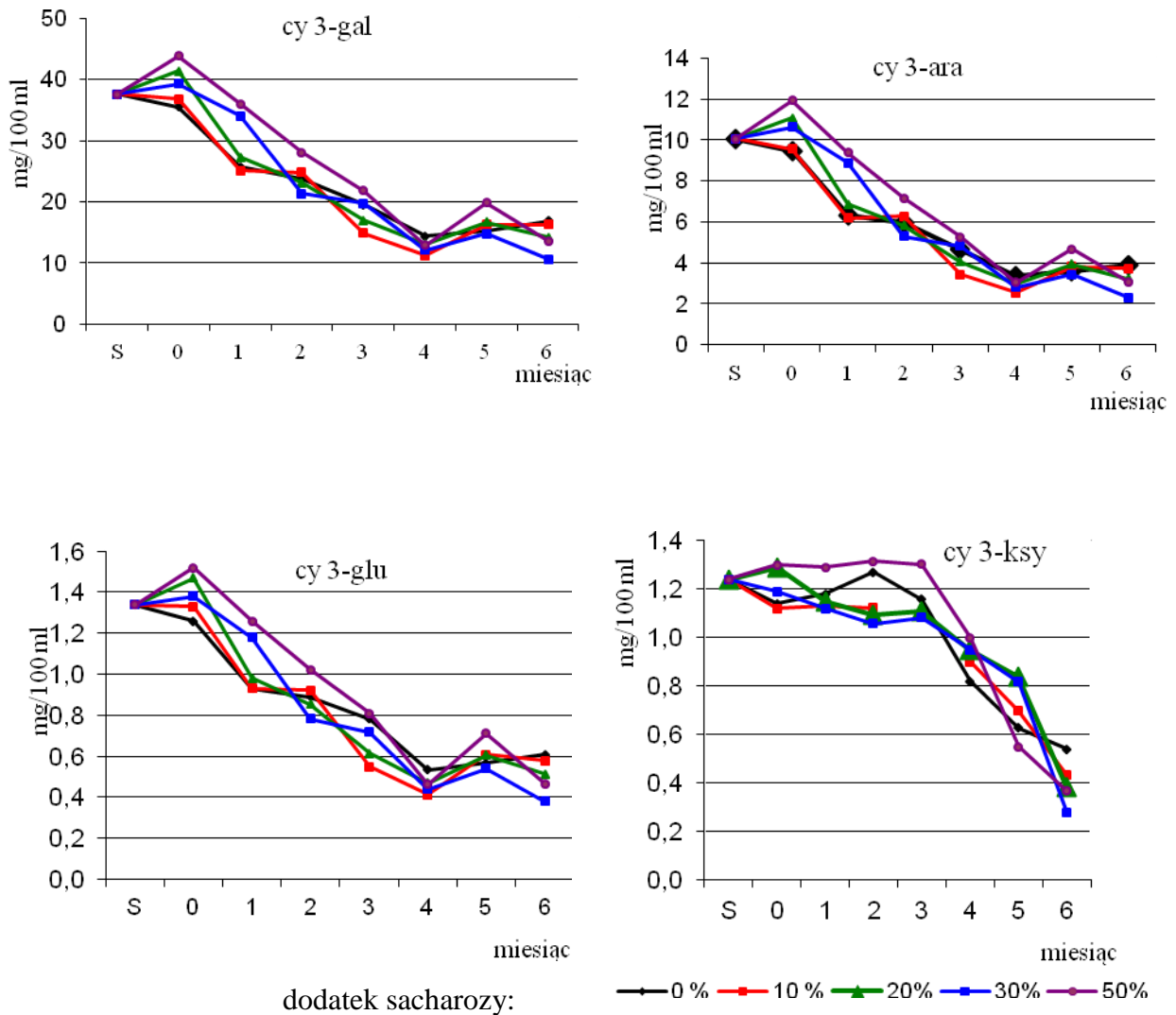
**Rysunek 1.** Wpływ dodatku sacharozy na zmiany zawartości antocyjanów ogółem w nektarach z aronii w trakcie pasteryzacji i przechowywania (S-nektar surowy przed pasteryzacją)

*Effect of sucrose addition on changes of total anthocyanin content of aronia nectars during pasteurization and storage (S-raw nectar before pasteurization)*



**Rysunek 2.** Wpływ dodatku sacharozy na zmiany indeksu degradacji antocyjanów w nektarach z aronii w trakcie pasteryzacji i przechowywania (S-nektar surowy przed pasteryzacją)

*Effect of sucrose addition on changes of degradation index of aronia nectars during pasteurization and storage (S-raw nectar before pasteurization)*



**Rysunek 3** Wpływ dodatku sacharozy na zmiany zawartości głównych antocyjanów w nektarach z aronii w trakcie pasteryzacji i przechowywania (S-nektar surowy przed pasteryzacją)  
*Effect of sucrose addition on changes of main anthocyanins of aronia nectars during pasteurization and storage (S-raw nectar before pasteurization)*

W trakcie przechowywania rozłożeniu ulegało ponad 50% każdego z badanych związków, bez względu na ilość dodanego cukru. W nektarze bez dodatku cukru trwałość poszczególnych związków malała w następującej kolejności: glikozyd cyjanidyny (54,5% ubytku po 6 miesiącach), galaktozyd (55,3%), ksylozyd (56,4%), arabinozyd (61,1%). Arabinozyd ulegał rozkładowi w największym stopniu, niezależnie od ilości sacharozy. W podobnym doświadczeniu dotyczącym nektarów jagodowo-aroniowych, przechowywanych przez 7 miesięcy w analogicznych warunkach - w szklanych opakowaniach bez dostępu światła ale w wyższej w temperaturze 30°C - całkowite straty antocyjanów wynosiły 89%. Stwierdzono podobny szereg trwałości antocyjanów aroniowych:



najtrwalszy okazał się cy 3-glu, następnie cy 3-gal a najmniej trwałe cy 3-ara [Trošt i in. 2008].

### **Zmiany parametrów barwy**

W trakcie przechowywania próbek nektarów, bez względu na dodatek sacharozy, obserwowano spadek wartości parametru  $a^*$  (zmiana barwy od czerwonej w kierunku zielonej) i  $b^*$  (zmiana barwy od niebieskiej do żółtej) oraz wzrost parametru  $L^*$  (jasność barwy), czyli blaknięcie próbek.

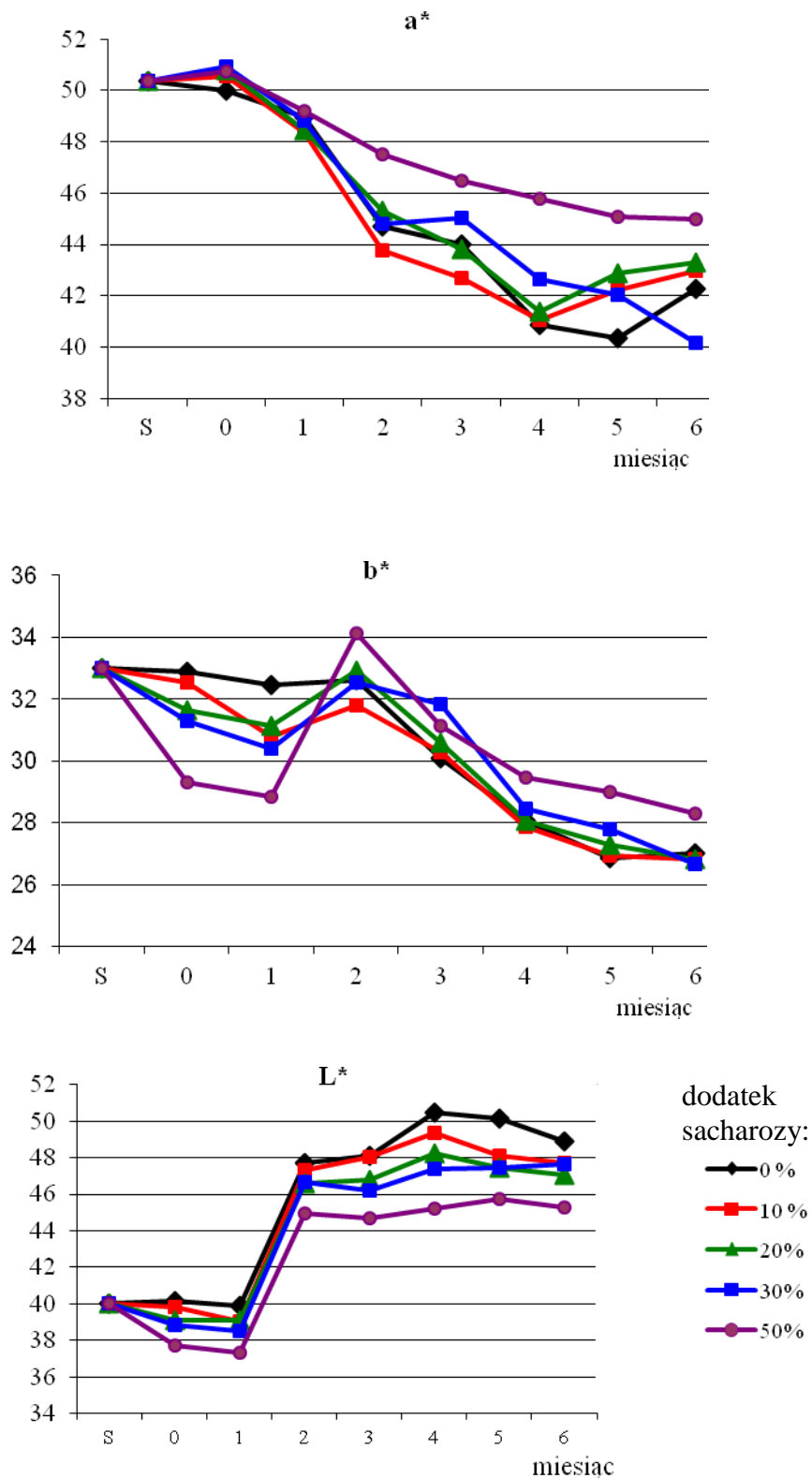
Parametry barwy związane z zawartością antocyjanów – jasność próbki wyrażana jako  $L^*$  i nasycenie barwy czerwonej  $a^*$  – były zależne od stężenia sacharozy (rysunek 4).

W przypadku wartości  $L^*$  można było zaobserwować dość jednoznaczny hamujący efekt rosnącego stężenia cukru na postępujący w czasie proces rozjaśniania się barwy nektarów.

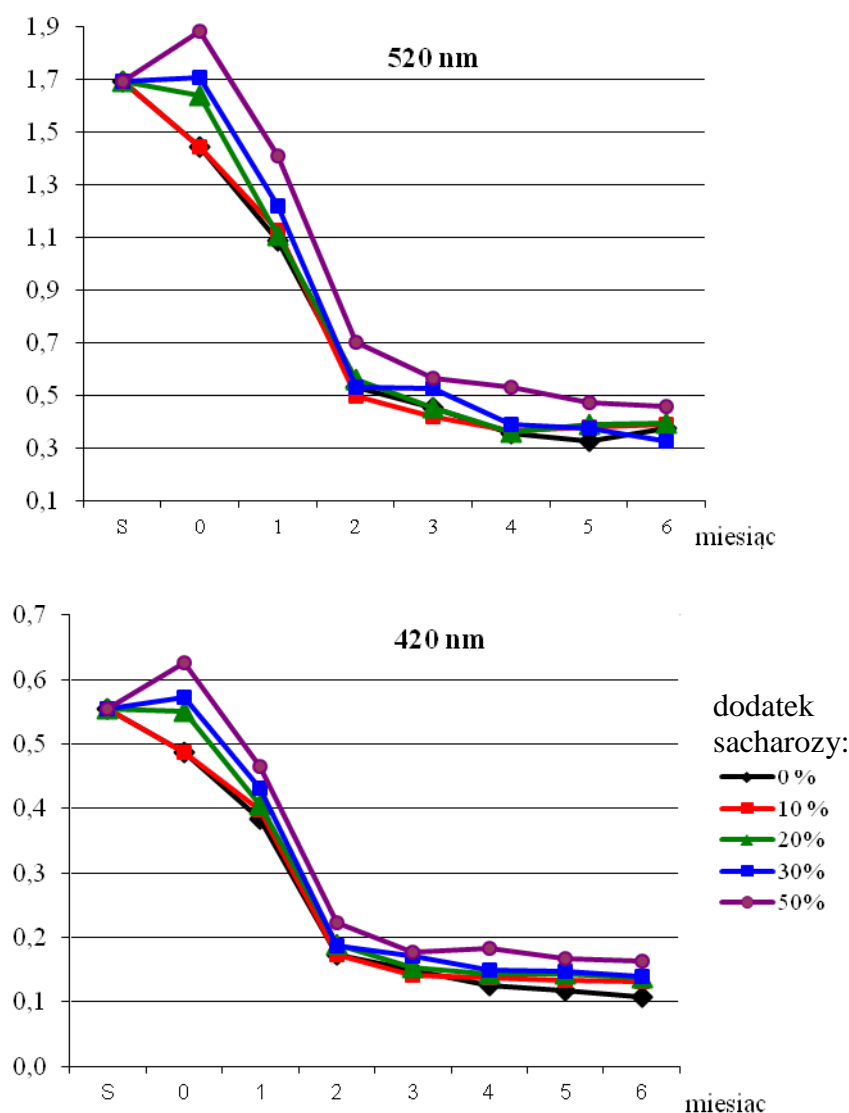
Wartość parametru  $a^*$  nie uległa istotnej zmianie w efekcie pasteryzacji, natomiast systematycznie spadła w trakcie przechowywania. Dopiero dodatek sacharozy na poziomie 50% wyraźnie spowalniał ten proces.

Przebieg zmian parametru  $b^*$ , odpowiadającego natężeniu barwy żółtej, nie był jednokierunkowy. Po lekkim obniżeniu w wyniku pasteryzacji i po pierwszym miesiącu przechowywania, po dwóch miesiącach stwierdzono wzrost jego wartości, a następnie stały spadek do końca okresu przechowywania. Zjawisko to można tłumaczyć w ten sposób, że po dwóch miesiącach nastąpił wzrost stężenia żółto zabarwionych produktów degradacji związków polifenolowych, które następnie ulegały polimeryzacji i wytrącały się z roztworu lub ulegały przekształceniu do bezbarwnych produktów. Szczególnie gwałtowny wzrost składowej  $b^*$  nastąpił po dwóch miesiącach przechowywania w nektarze o 50% stężeniu cukru.

Zmiany absorbancji próbek nektarów przy długości fali 520 nm, przy której mierzy się intensywność czerwonej barwy roztworów, i przy 420 nm, proporcjonalnej do intensywności barwy żółtej, miały mniej skomplikowany przebieg (rysunek 5). Pasteryzacja nie wpływała zbyt silnie na zmianę absorbancji przy obu długościach fali, w przypadku 30 i 50% dodatku sacharozy stwierdzono nawet pewien wzrost absorbancji (analogiczny wzrost stwierdzono po pasteryzacji w stężeniu antocyjanów ogółem w próbce z 50% dodatkiem cukru). Następnie, w trakcie przechowywania absorbancja próbek spadała, przy czym proces ten był szczególnie intensywny w ciągu pierwszych dwóch miesięcy, a 50% dodatek sacharozy spowalniał go, szczególnie w przypadku absorbancji przy 520 nm.

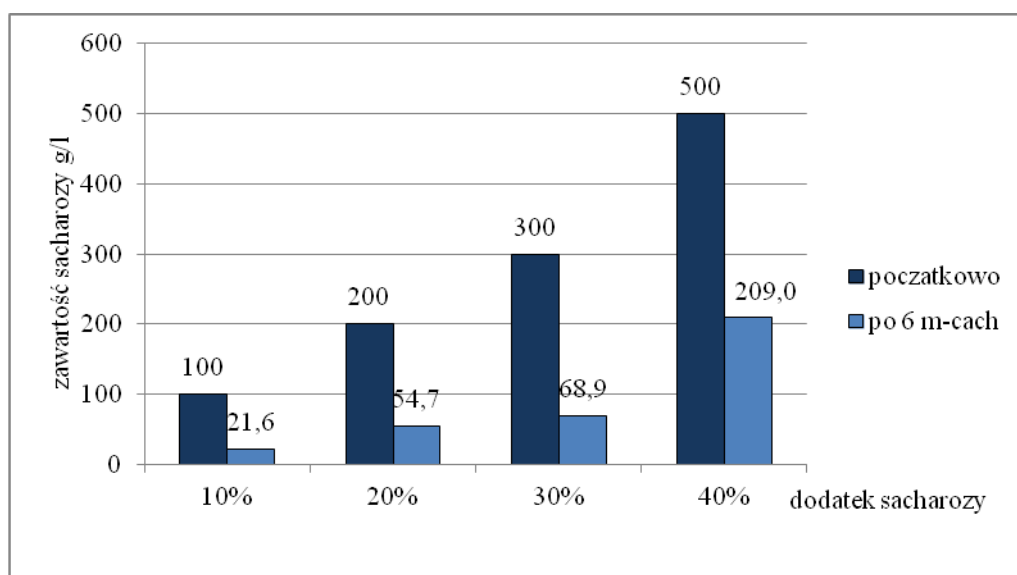


**Rysunek 4** Wpływ dodatku sacharozy na zmiany wartości parametrów barwy w nektarach z aronii w trakcie pasteryzacji i przechowywania (S-nektar surowy przed pasteryzacją)  
*Effect of sucrose addition on changes of colour parameters of aronia nectars during pasteurization and storage (S-raw nectar before pasteurization)*



**Rysunek 5.** Wpływ dodatku sacharozy na zmiany wartości absorbancji w nektarach z aronii w trakcie pasteryzacji i przechowywania (S-nektar surowy przed pasteryzacją)  
*Effect of sucrose addition on changes of absorbance values of aronia nectars during pasteurization and storage (S-raw nectar before pasteurization)*

Na rysunku 6 przedstawiono zmiany zachodzące w składzie cukrów w trakcie półrocznego okresu przechowywania. W wyniku hydrolizy sacharozy jej zawartość po 6 miesiącach wynosiła od 22% do 42% wartości początkowej. Według niektórych autorów [Hubbermann i in. 2006] wpływ poszczególnych cukrów na antocyjany jest różny i o ile sacharoza zwykle ma działanie pozytywne, to fruktoza działa destrukcyjnie, przyspieszając ich rozkład, szczególnie w czasie ogrzewania. Związane jest to prawdopodobnie z powstawaniem produktów rozkładu fruktozy np. hydroksymetylofurfuralu i produktów reakcji Maillarda. Zjawisko hydrolizy sacharozy należy więc uwzględnić przy badaniach przechowalniczych słodzonych produktów z aronii.



**Rysunek 6.** Zmiany zawartości sacharozy w trakcie przechowywania nektarów z aronii  
*Changes of sucrose content during storage of aronia nectars*

### WNIOSKI

1. Straty antocyjanów w trakcie pasteryzacji 50-proc. nektarów z aronii były niewielkie i malały wraz ze wzrostem zawartości sacharozy, natomiast w trakcie 6 miesięcy przechowywania były znaczne i wynosiły od 52 do 69%, w zależności od ilości dodanej sacharozy.
2. Stabilizujący efekt sacharozy na antocyjany nektarów aroniowych w trakcie pasteryzacji i przechowywania zaobserwowano dopiero przy 50-proc. jej dodatku, natomiast w nektarach z 30-proc. dodatkiem sacharozy po półrocznym przechowywaniu stwierdzano największe straty tych związków.
3. Najmniej stabilnym związkiem antocyjanowym w czasie przechowywania okazał się arabinozyd cyjanidyny.

### PIŚMIENNICTWO

1. Benvenuti S., Pellati E., Melegari M., Bertelli D. (2004). Polyphenols, anthocyanins, ascorbic acid, and radical scavenging activity of rubus, ribes, and aronia. *J. Food Sc.*, 69, 3 FCT165-FCT 169
2. Danielczuk J., Skąpska S., Hałasińska A., Fabisiak A. (2010). Profil antocyjanów owoców i zagęszczonych soków z aronii uprawianej w Polsce. W: *Flawonoidy i ich zastosowanie*, red. M. Kopacz, Oficyna Wydawnicza Politechniki Rzeszowskiej, Rzeszów, 182-189

3. Dyrektywa Parlamentu Europejskiego i Rady 2012/112/EC z dn. 19 kwietnia 2012 r. zmieniająca dyrektywę Rady 2001/112/WE odnoszącą się do soków owocowych i niektórych podobnych produktów przeznaczonych do spożycia przez ludzi
4. Fuleki T., Francis F.J. (1968). Quantitative methods for anthocyanins. 2. Determination of total anthocyanin and degradation index for cranberry juice. *J. Food Sc.*, 33, 78-83
5. Godek S. (1981). Zastosowanie indeksu degradacji antocyjanów jako wskaźnika określającego barwę i jakość zagęszczonych soków z owoców kolorowych. *Przem. Ferm. Owoc.-Warz.*, 5-6, 27-30
6. GUS (2010): Wyniki produkcji roślinnej w 2009 r., [www.stat.gov.pl](http://www.stat.gov.pl)
7. Hager A., Howard L.R., Prior R.I., Brownmiller C. (2008). Processing and storage effect on monomeric anthocyanins, percent polymeric color, and antioxidant capacity of processed black raspberry products. *J. Food Sc.*, 73, 6, H134-H140
8. Horbowicz M., Kosson R., Grzesiuk A., Dębski H. (2008). Anthocyanins of fruit and vegetables-their occurrence, analysis and role in human nutrition. *Vegetab. Crops Res. Bull.*, 68, 5-22
9. Hubbermann E.M., Heins A., Stöckmann H., Schwartz K. (2006). Influence of acids, sugars and hydrocolloids on the colour stability of anthocyanin rich black currant and elderberry concentrates. *Eur. Food Res. Technol.*, 223, 83-90
10. IFU Analysis No 1A, Relative density (method using density meter), 2000
11. IFU Analysis No 8, Determination of soluble solids (indirect method by refractometry), 2000
12. Iversen C.K. (1999). Black currant nectar: effect of processing and storage on anthocyanin and ascorbic acid content. *J. Food Sc.*, 64, 1, 37-41
13. Jakobek L., Šeruga M., Medvidovic-Kosanović M., Novak I. (2007). Antioxidant activity and polyphenols of aronia in comparison to other berry species. *Agric. Cospec. Sci.*, 72, 301-306
14. Jeppsson N. (2000a). The effect of cultivar and cracking on fruit quality in black chokeberry (*Aronia melanocarpa*) and hybrids between chokeberry and rowan (*Sorbus*). *Gartenbauwissensch.* 65, 2, 93-98
15. Jeppsson N. (2000b). The effects of fertilizer on rate growth, field and fruit quality, with special respect to pigments, in black chokeberry (*Aronia melanocarpa*) cv. Viking, *Sci. Hort.*, 83, 2, 127-137
16. Kalembe D., Góra J., Kurowska A. (1995). Charakterystyka chemiczna owoców aronii ciemnoowocowej, *Przem. Ferm. Owoc.-Warz.*, 12, 25

17. Kechinski C.P., Guimarães P.V.R., Noreña C.P.Z., Tessaro I.C., Marczak L.D.F. (2010). Degradation kinetics of anthocyanin in blueberry juice during thermal treatment. *J. Food Sci.*, 75, 2, 173-176
18. Kleparski J. (2003). Aronia. *Hasło Ogrodnicze*, 2
19. Kolniak J., Augustyniok A., Oszmiański J. (2009). Wpływ dodatku owoców i warzyw do przecieru aroniowego na zawartość związków polifenolowych, *Przem. Ferm. Owoc. Warz.*, 10, 13-15
20. Kulig S.E., Rawel H.M. (2008). Chokeberry (*Aronia melanocarpa*) – a review on the characteristic components and potential health effects. *Planta Med.*, 74, 1625-1634
21. Oszmiański J. (2007a). Soki owocowe o wysokiej aktywności biologicznej. *Przem. Ferm. Owoc. Warz.*, 4, 12-15
22. Oszmański J. (2007b). Zachowanie przeciwutleniaczy w czasie produkcji soków i przecierów z jabłek i owoców jagodowych. W: *Przeciwutleniacze w żywności. Aspekty zdrowotne, technologiczne, molekularne i analityczne*. Red. W. Grajek. WNT, 447-457
23. Oszmański J., Sapis J.C. (1988). Anthocyanins in fruits of *Aronia melanocarpa* (chokeberry). *J. Food Sc.*, 53, 1241-1242
24. Oszmański J., Sożyński J. (1989). Wpływ warunków otrzymywania oraz przechowywania soku z aronii na związki fenolowe i barwę. *Zesz. Nauk. AR we Wrocławiu.*, 184, 89-100
25. Oszmański J., Wojdyło A. (2005). *Aronia melanocarpa* phenolics and their antioxidant activity. *Europ. Food Res. Technol.*, 221, 809-813
26. PN-EN- 1140:1999 Enzymatyczne oznaczanie zawartości D-glukozy i D-fruktozy – Metoda spektrometryczna z NADPH
27. PN-EN 12146:2001 Enzymatyczne oznaczanie zawartości sacharozy – Metoda spektrometryczna z NADP
28. Rozporządzenie MRiRW z dn. 30 września 2003 r. (z późniejszymi zmianami) w sprawie szczegółowych wymagań w zakresie jakości handlowej soków i nektarów owocowych
29. Sadilova E., Stintzig F.C., Kammerer D.R., Carle R. (2009). Matrix dependent impact of sugar and ascorbic acid addition on color and anthocyanin stability of black carrot, elderberry and strawberry single strength and from concentrate juices upon thermal treatment. *Food Res. Intern.*, 42, 1032-1033
30. Skrede G., Wrolstad R.E., Durst R.W. (2000). Changes in anthocyanins and polyphenolics during juice processing of highbush blueberries (*Vaccinium corymbosum* L.). *J. Food Sci.*, 65, 2, 357-364

31. Skupień K., Oszmiański J. (2007). The effect of mineral fertilization on nutritive value and biological activity of chokeberry fruit. *Agric. Food Sc.*, 16, 46-55
32. Slimestad R., Torskangerpoll K., Nateland H.S., Johannessen T., Giske N.H. (2005). Flavonoids from black chokeberries, *Aronia melanocarpa*, *J. Food Comp. Anal.*, 18, 61-68
33. Stasiak A., Pawlak M., Sosnowska D., Wilska-Jeszke J. (1998). Szybkość degradacji barwników antocyjanowych i kwasu askorbinowego w roztworach o różnym stężeniu sacharozy. *Przem. Ferm. Owoc. Warz.*, 12, 26-34
34. Strigl A.W., Leitner E., Pfannhauser W. (1995a). Qualitative und Quantitative Analyse der Anthocyane in Schwarzen Apfelbeeren (*Aronia melanocarpa* Michx. Ell.) mittels TLC, HPLC Und UV/VIS-Spektrometrie. *Z. Lebensm. Unetr. Forsch.*, 201, 266-268
35. Strigl A.W. Leitner E., Pfannhauser W. (1995b). Die Schwarze Apfelbeere (*Aronia melanocarpa*) als natürliche Farbstoffquelle, *Deutsch. Lebansmitt. Rudnsch.*, 91, 6, 177-180
36. Trošt A., Golc-Wondra A., Prošek M., Milivojevič L. (2008). Anthocyanin degradation of blueberry-aronia nectar in glass compared with carton during storage. *J. Food Sc.*, 73, 8, 405-411
37. Tsai P.J., Delva L., Yu T.Y., Huang Y.T., Dufossé L. (2005). Effect of sucrose on the anthocyanin and antioxidant capacity of mulberry extract during high temperature heating. *Food Res. Int.*, 38, 1059-1065
38. Wang W.-D., Xu S.-Y. (2007). Degradation kinetics of anthocyanins in blackberry juice and concentrate. *J. Food Eng.*, 82, 271-275
39. Worlstad R.E., Skrede G., Lea P., Enersen G. (1990). Influence of sugar on anthocyanin pigment stability in frozen strawberries. *J. Food Sci.*, 55, 4, 1064-1072
40. Wu X., Gu L., Prior R.L., McKay S. (2004). Characterization of anthocyanins and proanthocyanidins in some cultivar of Ribes, Aronia, and Sambucus and their antioxidant capacity. *J. Agric. Food Chem.*, 52, 7846-7856
41. Zheng W., Wang Y. (2003). Oxygen radical absorbing capacity of phenolics in blueberries, cranberries, chokeberries, and lingonberries. *J. Agric. Food Chem.*, 51, 502-509