



Otrzymano: 06 listopada 2017
Zaakceptowano: 21 stycznia 2018
Udostępniono online: 15 marca 2018

Właściwości antyoksydacyjne naparów i ekstraktów z owoców, ogonków oraz liści czereśni (*Prunus avium*)

Antioxidant activity of sweet cherry (*Prunus avium*) fruits, petioles and leaves infusions and extracts

Kinga Dziadek*, Ewelina Kukielka, Aneta Kopec

Katedra Żywnienia Człowieka, Wydział Technologii Żywności, Uniwersytet Rolniczy im. H. Kołłątaja w Krakowie, ul. Balicka 122, 30-149 Kraków, Polska

Streszczenie: Celem badań było oznaczenie zawartości składników bioaktywnych oraz aktywności antyoksydacyjnej w naparach i ekstraktach z owoców, ogonków i liści czereśni. Zgodnie z naszą wiedzą w literaturze nie ma badań mających na celu porównanie aktywności antyoksydacyjnej w tych częściach czereśni. Materiałem badawczym były odmiany czereśni: Burlat, Kordia oraz Regina. W przygotowanych naparach i ekstraktach oznaczono zawartość polifenoli ogółem (z wykorzystaniem odczynnika Folina-Ciocalteu), antocyjanów (metodą różnicową), oraz aktywność antyoksydacyjną (metodą ABTS^{•+}, DPPH[•], FRAP). Istotnie najwyższą zawartością składników bioaktywnych oraz aktywnością antyoksydacyjną charakteryzowały się napary i ekstrakty z ogonków, a najniższą z owoców czereśni. Wśród naparów i ekstraktów przygotowanych z ogonków i liści najwyższą zdolnością przeciwutleniającą charakteryzowała się odmiana Regina, natomiast wśród przygotowanych z owoców odmiana Kordia. Wyniki badań wskazują na bardzo wysoką zależność między zawartością związków polifenolowych, a aktywnością antyoksydacyjną. Napary i ekstrakty z owoców, ogonków i liści czereśni stanowią wartościowe źródło składników bioaktywnych. Te części roślin wymagają jednak dalszych badań, w celu określenia możliwości ich zastosowania do produkcji żywności funkcjonalnej.

Słowa kluczowe: polifenole, czereśnie, ogonki, liście, napary, zdolność antyoksydacyjna

Abstract: The aim of study was to determine the content of bioactive compounds and antioxidant activity in infusions and extracts prepared from sweet cherry fruits, petioles and leaves. To best of our knowledge there are no reports on the antioxidant activity of sweet cherry petioles and leaves. The experimental material consisted of cultivars: Burlat, Kordia and Regina. The content of total polyphenols and anthocyanins, as well as the antioxidant activity (ABTS^{•+}, DPPH[•], FRAP methods) were assessed in the infusions and extracts. The highest content of bioactive compounds and antioxidant activity were characterized by the infusions and extracts from petioles, however the lowest from the fruits of sweet cherry. Among the infusions and extracts prepared from petioles and leaves, the highest antioxidant potential was characterized by cultivar Regina, however among fruits – cultivar Kordia. The obtained results indicated that there was a strong correlation between the content of polyphenols and antioxidant activity. The sweet cherry fruits, petioles and leaves infusions and extracts were a rich source of bioactive compounds. There is a need for further research of these parts of plant to explore the possibility of using them for the production of functional foods.

Keywords: polyphenols, sweet cherry, petioles, leaves, infusions, antioxidant activity

1. Wstęp i wyniki

Owoce czereśni (*Prunus avium*) to jedne z bardziej popularnych owoców sezonowych, które najczęściej konsumowane są w postaci nieprzetworzonej. Konsumenci cenią je przede wszystkim za słodki smak, a także za właściwości prozdrowotne [1, 2]. Dane literaturowe wskazują, że spożywanie owoców czereśni może przyczynić się do obniżenia ryzyka rozwoju chronicznych chorób niezakaźnych, zwłaszcza chorób układu krążenia, otyłości, cukrzycy czy nowotworów [3–5]. Właściwości prozdrowotne czereśni wynikają z wysokiej zawartości składników bioaktywnych takich jak: błonnik pokarmowy, witamina C, karotenoidy czy polifenole [6, 7], w tym głównie antocyjany (*cyjanidyno-3-O-glukozyd*, *cyjanidyno-3-O-rutynozyd*, *petunidyno-3-O-rutynozyd* oraz *peonidyno-3-O-rutynozyd*) oraz kwasy fenolowe (*kwasy neochlorogenowy* oraz

p-kumaroilochinowy) [8–10]. Związki polifenolowe to silne antyoksydanty, które mają zdolność do zmiatania wolnych rodników, inhibicji enzymów prooksydacyjnych oraz chelataowania jonów metali, przez co chronią lipidy i białka przed utlenianiem, zmniejszają poziom cholesterolu LDL, a tym samym zapobiegają rozwojowi chorób układu krwionośnego, chorób neurodegeneracyjnych czy nowotworów [11, 12]. Polifenole wykazują ponadto działanie przeciwzapalne przez zmniejszanie we krwi poziomu białka C-reaktywnego oraz tlenku azotu (NO). Dodatkowo antocyjany są w stanie inhibować w aktywowanych makrofagach czynnik martwicy nowotworu (TNF- α). Zmiany w aktywności tych związków powodują zmniejszenie lub neutralizowanie negatywnego wpływu stanu zapalnego na organizm [3]. Ponadto polifenole to związki działające przeciwnowotworowo, przez oddziaływanie na proces inicjacji, promocji i progresji w celu zahamowania, odwrócenia lub opóźnienia rozwoju procesu kancerogenezy. Dzięki swoim właściwościom antyoksydacyjnym i przeciwzapalnym

Adres e-mail: kinga.dziadek89@gmail.com

są w stanie zapobiegać powstawaniu nowotworów, a także zakłócać podstawowe funkcje komórek nowotworowych w organizmie. Polifenole posiadają również właściwości antymutagenne, dzięki którym są w stanie chronić kwasy nukleinowe przed szkodliwym działaniem wolnych rodników, a przez to komórki przed transformacją nowotworową [3, 13, 14].

Dane literaturowe wskazują, że nie tylko owoce, ale również inne części anatomiczne (w tym liście) powszechnie znanych roślin sadowniczych stanowią wartościowe źródło związków polifenolowych oraz wykazują wysoką aktywność antyoksydacyjną [15, 16]. Wiedza dotycząca składu i właściwości nie tylko owoców, ale także ogonków i liści czereśni pozwoli lepiej wykorzystać te części rośliny np. do produkcji mieszanki herbat owocowych o polepszonych właściwościach prozdrowotnych.

Celem niniejszych badań było oznaczenie zawartości składników bioaktywnych oraz aktywności antyoksydacyjnej w naparach wodnych i ekstraktach etanolowych owoców, ogonków i liści czereśni. Zgodnie z naszą wiedzą w dostępnej literaturze nie ma badań mających na celu porównanie aktywności antyoksydacyjnej w tych częściach czereśni oraz wykazanie wpływu odmiany na badane cechy.

Na podstawie otrzymanych wyników wykazano istotny wpływ odmiany oraz badanej części rośliny na zawartość analizowanych składników bioaktywnych oraz aktywność antyoksydacyjną. Zawartość związków polifenolowych była statystycznie istotnie najwyższa w ogonkach, a najniższa w owocach wszystkich badanych odmian czereśni (**Tabela 1**). Wśród naparów i ekstraktów przygotowanych z ogonków i liści najbogatszym źródłem tych związków była odmiana Regina, natomiast wśród owoców odmiana Kordia. Zawartość polifenoli ogółem w owocach czereśni była oznaczana przez wielu autorów, ale wyłącznie w ekstraktach metanolowych. Faniadis i in. [17] uzyskali podobne do otrzymanych w niniejszej pracy ilości związków polifenolowych w odmianach Burlat, Tragana i Mpakirtzeika, z kolei Serra i in. [4] w odmianach Lapin, Saco i Ulster. Natomiast wyższe wartości zostały podane przez Souza i in. [18] dla owoców czereśni pochodzących z São Paulo. Mniej polifenoli ogółem w owocach czereśni oznaczyli natomiast Ballistreri i in. [19], Bernaltei in. [20], Vangdali Slimstad [21]. Badane ogonki stanowiły lepsze źródło związków polifenolowych w odnie-

sieniu do pozostałych części czereśni. Di Cagno i in. [22], którzy również badali napary wodne, oznaczyli niższą zawartość polifenoli w ogonkach czereśni w porównaniu do wartości uzyskanych w niniejszej pracy. Prvulović i in. [23], analizując ekstrakty alkoholowe, także uzyskali niższe wartości. Gonçalves i in. [24], którzy badali liście trzech odmian czereśni, otrzymali podobną zawartość związków polifenolowych dla odmiany Van oraz wyższą dla odmian Burlat i Summit w odniesieniu do ilości otrzymanych w naszych badaniach. Antocyjany znajdowały się wyłącznie w owocach czereśni (**Tabela 1**). Odmiana Kordia charakteryzowała się istotnie najwyższą zawartością tych związków, zarówno w naparach wodnych, jak i ekstraktach etanolowych. Inni autorzy, którzy badali zawartość antocyjanów ogółem w ekstraktach metanolowych owoców czereśni, otrzymali wyższe wartości od tych przedstawionych w niniejszej pracy [1, 4, 25, 21, 26]. Wyjątek stanowią wyniki otrzymane przez Ballistreri i in. [19], którzy wykazali podobną ilość antocyjanów ogółem w owocach czereśni odmiany Gabbaladri.

Statystycznie istotnie najwyższą aktywnością antyoksydacyjną charakteryzowały się badane ogonki, a najmniejszą owoce czereśni (**Tabela 2**). Wśród badanych ogonków największą zdolność do zmiatania wolnych rodników oraz redukcji jonów żelaza oznaczono w odmianie Regina (zarówno w naparach, jak i ekstraktach), co zostało potwierdzone metodą z wykorzystaniem kationorodnika ABTS^{•+} oraz metodą FRAP. Odmiana Regina charakteryzowała się również najwyższą zdolnością antyoksydacyjną wśród badanych liści, co z kolei zostało potwierdzone trzema zastosowanymi metodami. Wśród owoców czereśni, istotnie najwyższą aktywność przeciwutleniającą zmierzono w odmianie Kordia, zarówno w naparach, jak i ekstraktach, co zostało wykazane metodą ABTS^{•+}, DPPH[•] oraz FRAP. Souza i in. [18], González-Gómez i in. [27], Serradilla i in. [26], którzy analizowali aktywność antyoksydacyjną owoców czereśni przy użyciu metody ABTS^{•+}, otrzymali niższe wartości w porównaniu do tych otrzymanych w niniejszej pracy. Mniejszą zdolność do zmiatania wolnych rodników uzyskali również Hayaloglu i Demir [1], którzy badali owoce czereśni pochodzące z Turcji trzema metodami: ABTS^{•+}, DPPH[•] oraz FRAP. Zgodnie z naszą wiedzą w dostępnej literaturze nie ma badań dotyczących analizy aktywności antyoksydacyjnej w ogonkach i liściach czereśni.

Tabela 1. Zawartość składników bioaktywnych w naparach i ekstraktach owoców, ogonków i liści wybranych odmian czereśni.

odmiana	część rośliny	polifenole ogółem [mgGA/100g SM]		antocyjany [mg/100g SM]	
		napary	ekstrakty	napary	ekstrakty
Burlat	owoc	705,3±7,4 b*	1193,5±20,8 a*	35,8±1,8 b	69,4±5,3 b
	ogonek	9109,2±519,2 a***	11673,3±339,3 a***	-	-
	liść	2608,9±48,2 a**	3125,6±59,6 a**	-	-
Kordia	owoc	1115,3±19,2 c*	1536,0±14,6 b*	121,±3,2 c	134,4±3,2 c
	ogonek	8578,4±154,1 a***	11029,9±128,1 a***	-	-
	liść	3363,5±9,6 b**	3979,2±0,0 b**	-	-
Regina	owoc	430,5±7,3 a*	1199,6±8,5 a*	17,±0,4 a	44,2±2,8 a
	ogonek	10668,4±9,8 b***	13460,3±249,5 b***	-	-
	liść	4561,5±67,5 c**	6233,2±191,8 c**	-	-

SM – sucha masa.

W tabeli przedstawiono wartości średnie ± odchylenia standardowe; n = 3.

Statystycznie istotne różnice pomiędzy poszczególnymi odmianami (w obrębie danej części rośliny) oznaczone są różnymi literami (a-c).

Statystycznie istotne różnice pomiędzy poszczególnymi częściami rośliny (w obrębie danej odmiany) oznaczone są różną liczbą gwiazdek (*-***).

Tabela 2. Aktywność antyoksydacyjna naparów i ekstraktów owoców, ogonków i liści wybranych odmian czereśni.

odmiana	część rośliny	ABTS [μmolTrolox/1g SM]		DPPH [μmolTrolox/1g SM]		FRAP [μmolTrolox/1g SM]	
		napary	ekstrakty	napary	ekstrakty	napary	ekstrakty
Burlat	owoc	163,3±15,6 b*	179,7±6,9 a*	117,1±6,2 b*	128,7±2,9 a*	126,2±3,8 b*	180,2±2,5 a*
	ogonek	2817,0±65,3 ab***	4116,9±84,5 a***	2660,3±46,7 b***	3803,4±52,9 b***	1953,7±12,7 b***	2049,1±61,3 a***
	liść	611,5±17,1 a**	870,1±60,1 a**	504,1±15,3 a**	596,8±5,9 a**	451,9±12,5 a**	586,7±23,9 a**
Kordia	owoc	260,0±14,5 c*	270,3±5,6 b*	180,5±3,7 c*	177,9±9,1 b*	201,5±6,0 c*	255,5±15,8 b*
	ogonek	2750,5±115,5 a***	3962,9±319,0 a***	2744,4±183,5 b***	2911,7±142,0 a***	1814,2±12,5 a***	2323,9±41,1 b***
	liść	742,9±8,5 b**	1059,3±24,1 b**	600,0±15,3 b**	725,9±5,7 b**	577,1±16,6 b**	793,1±0,0 b**
Regina	owoc	97,2±0,5 a*	198,2±11,7 a*	75,5±0,9 a*	146,6±5,3 a*	64,1±1,9 a*	191,4±0,0 a*
	ogonek	3080,3±65,0 b***	5530,5±182,1 b***	2171,9±23,2 a***	3755,4±17,9 b***	2114,9±50,6 c***	2348,6±10,4 b***
	liść	1039,4±4,3 c**	1593,9±41,6 c**	802,4±23,0 c**	1246,4±17,3 c**	815,0±25,0 c**	1177,8±13,4 c**

SM – sucha masa.

W tabeli przedstawiono wartości średnie ± odchylenia standardowe; n = 3.

Statystycznie istotne różnice pomiędzy poszczególnymi odmianami (w obrębie danej części rośliny) oznaczone są różnymi literami (a-c).

Statystycznie istotne różnice pomiędzy poszczególnymi częściami rośliny (w obrębie danej odmiany) oznaczone są różną liczbą gwiazdek (*-***).

Na podstawie otrzymanych wyników stwierdzono również, że zawartość oznaczonych składników bioaktywnych oraz aktywność antyoksydacyjna w badanych ekstraktach etanolowych, była wyższa niż ta zmierzona w naparach wodnych. Prawdopodobnie było to spowodowane użyciem różnych rozpuszczalników. Alkohole są lepszymi rozpuszczalnikami dla związków polifenolowych niż woda destylowana, co pozwoliło na lepsze wyekstrahowanie ich do roztworu [28]. Dodatkowo niektóre związki mające zdolności antyoksydacyjne, będąc wrażliwymi na wysoką temperaturę (która została użyta podczas przygotowywania naparów wodnych), mogły ulec rozkładowi podczas przygotowania naparów [29].

Aktywność antyoksydacyjna badanych próbek została zmierzona trzema metodami: ABTS^{•+}, DPPH[•] oraz FRAP, aby uwzględnić różne mechanizmy działania poszczególnych przeciwutleniaczy zawartych w analizowanym materiale. Zastosowane metody dały spójne wyniki, które pozwoliły wskazać odmianę i część rośliny, która charakteryzowała się najwyższą zdolnością antyoksydacyjną.

Poszczególne części anatomiczne i odmiany czereśni, które zawierały istotnie najwięcej polifenoli ogółem, charakteryzowały się także najwyższą aktywnością antyoksydacyjną. Wyniki badań wskazują na silną korelację pomiędzy zawartością związków polifenolowych, a zdolnością przeciwutleniającą zmierzoną metodą ABTS^{•+}, DPPH[•] oraz FRAP (odpowiednio r=0,9922, r=0,9513 oraz r=0,9959). Prawdopodobnie wydaje się więc, że głównymi przeciwutleniaczami w owocach, ogonkach i liściach czereśni są zawarte w nich polifenole. W dostępnej literaturze nie znaleziono podobnych wyników badań, które mogłyby potwierdzić sformułowane wnioski.

2. Część eksperymentalna

Materiałem badawczym były pochodzące ze Stacji Doświadczalnej Katedry Sadownictwa i Pszczelnictwa w Garlicy Murowanej (koło Krakowa) owoce, ogonki i liście trzech polskich odmian czereśni (*Prunus avium*): Burlat, Kordia oraz Regina.

W celu oznaczenia zawartości składników bioaktywnych i aktywności antyoksydacyjnej sporządzono napary i ekstrakty. Napary wodne zostały przygotowane przez zaparzenie 0,5 g liofilizowanych owoców, ogonków i liści w 100 ml wody destylowanej o temperaturze 100°C. Ekstrakty alkoholowe zostały sporządzone przez ekstrakowanie 0,5 g liofilizowanego materiału w 80 ml 70% etanolu w temperaturze 20±2 °C przez 2 godziny (Elpan, Wstrząsarka laboratoryjna typu 357, Lubawa, Polska).

Zawartość polifenoli ogółem oznaczano metodą Swain i Hillis [30], przy użyciu odczynnika Folina-Ciocalteu'a. Zawartość polifenoli wyrażono w mg kwasu galusowego (GA) w 100 g produktu. Zawartość antocyjanów ogółem została oznaczona metodą spektrofotometryczną różnicową, z wykorzystaniem buforu o pH=1 (chlorek potasu; 0,025 M) oraz pH=4,5 (octan sodu; 0,4 M), według Benvenuti i in. [31]. Aktywność antyoksydacyjną uzyskanych naparów i ekstraktów oznaczano trzema metodami: z użyciem kationorodnika ABTS^{•+} [32], wolnego rodnika DPPH[•] [33] oraz metodą FRAP [34]. Do sporządzenia krzywej kalibracji wykorzystano pochodną witaminy E - kwas 6-hydroksy-2,5,7,8-tetrametylochroman-2-karboksyloxy (Trolox). Otrzymane wyniki wyrażono w μmol Trolox·g⁻¹ próbki. Oznaczenia wykonano w trzech powtórzeniach. Do statystycznej analizy wyników zastoso-

wano jednoczynnikową analizę wariancji. Istotność różnic między wartościami średnimi weryfikowano testem Duncana przy poziomie istotności $p \leq 0,05$ (Statistica 10, Tulsa, Oklahoma, USA). W celu określenia siły zależności pomiędzy zawartością związków polifenolowych, a zdolnością przeciwutleniającą zmierzoną metodą ABTS⁺, DPPH[•] oraz FRAP obliczono współczynniki korelacji liniowej Pearsona (r) biorąc pod uwagę wszystkie wyniki danego parametru.

3. Podsumowanie

Napary i ekstrakty owoców, ogonków i liści czereśni stanowią wartościowe źródło składników bioaktywnych, w tym głównie polifenoli. Najwyższą aktywnością antyoksydacyjną charakteryzowały się ogonki i liście odmiany Regina oraz owoce odmiany Kordia. Otrzymane wyniki badań wskazują na potencjalną możliwość wykorzystania tych surowców do produkcji żywności funkcjonalnej, np. mieszanek herbat owocowych, składników koktajli warzywno-owocowych, czy liofilizowanych, sproszkowanych produktów stanowiących dodatek do żywności. Materiał ten wymaga jednak dalszych badań, w tym z wykorzystaniem odpowiednich linii komórkowych, a także modeli zwierzęcych.

Podziękowania

Praca została sfinansowana ze środków Narodowego Centrum Nauki w ramach projektu numer 2015/17/N/NZ/01136, a także z dotacji przyznanej przez MNiSW na działalność statutową w ramach projektu numer BM - 4753/KZCZ/17.

Literatura

- [1] A.A. Hayaloglu, N. Demir, *J. Food Sci.*, **2015**, *80*, C564–C570. doi:10.1111/1750-3841.12781.
- [2] L. Jakobek, M. Šeruga, S. Voča, Z. Šindrak, N. Dobričević, *Sci. Hortic. (Amsterdam)*, **2009**, *123*, 23–28. doi:10.1016/j.scienta.2009.07.012.
- [3] G. Ferretti, T. Bacchetti, A. Belleggia, D. Neri, *Molecules*, **2010**, *15*, 6993–7005. doi:10.3390/molecules15106993.
- [4] A.T. Serra, R.O. Duarte, M.R. Bronze, C.M.M. Duarte, *Food Chem.*, **2011**, *125*, 318–325. doi:10.1016/j.foodchem.2010.07.088.
- [5] E. Vinitha, H.J.C. Singh, R.M. Kakalij, R.P. Kshirsagar, B.H. Kumar, P.V. Diwan, *Biomed. Prev. Nutr.*, **2014**, *4*, 519–525. doi:10.1016/j.bionut.2014.08.004.
- [6] M.J. Giménez, J.M. Valverde, D. Valero, P.J. Zapata, S. Castillo, M. Serrano, *Postharvest Biol. Technol.*, **2016**, *117*, 102–109. doi:10.1016/j.postharvbio.2016.02.006.
- [7] M.A. Schmitz-Eiberger, M.M. Blanke, *LWT - Food Sci. Technol.*, **2012**, *46*, 388–392. doi:10.1016/j.lwt.2011.12.015.
- [8] M. Esti, L. Cinquanta, F. Sinesio, E. Moneta, M. Di Matteo, *Food Chem.*, **2002**, *76*, 399–405. doi:10.1016/S0308-8146(01)00231-X.
- [9] Y. Liu, X. Liu, F. Zhong, R. Tian, K. Zhang, X. Zhang, T. Li, *J. Food Sci.*, **2011**, *76*, C633–C638. doi:10.1111/j.1750-3841.2011.02150.x.
- [10] B. Mozetič, P. Trebše, J. Hribar, *Food Technol. Biotechnol.*, **2002**, *40* (3), 207–212.
- [11] L.G. Korkina, *Cell. Mol. Biol.*, **2007**, *53*, 15–25. doi:10.1170/T772
- [12] B.P. Klein, A.C. Kurilich, *HortScience*, **2000**, *35*, 580–584.
- [13] M. Kampa, A.-P. Nifli, G. Notas, E. Castanas, *Rev. Physiol. Biochem. Pharmacol.*, **2007**, *159*, 79–113. doi: 10.1007/112_2006_0702
- [14] K.W. Lee, H.J. Lee, *Biofactors*, **2006**, *26*, 105–21.
- [15] K. Skupień, D. Kostrzewa-Nowak, J. Oszmiański, J. Tarasiuk, *Phyther. Res.*, **2008**, *22*, 689–694. doi:10.1002/ptr.2411.
- [16] F. Ortega-García, S. Blanco, M.A. Peinado, J. Peragón, *Tree Physiol.*, **2008**, *28*, 45–54.
- [17] J.C. Rios, F. Robledo, L. Schreiber, V. Zeisler, E. Lang, B. Carrasco, H. Silva, *Sci. Hortic. (Amsterdam)*, **2015**, *197*, 57–65. doi:10.1016/j.scienta.2015.10.037.
- [18] E. Vangdal, R. Slimestad, *J. Fruit Orn. Plant Res.*, **2006**, *14*, 1–9.
- [19] M.J. Serradilla, M. Lozano, M.J. Bernalte, M.C. Ayuso, M. López-Corrales, D. González-Gómez, *LWT - Food Sci. Technol.*, **2011**, *44*, 199–205. doi:10.1016/j.lwt.2010.05.036.
- [20] G. Ballistreri, A. Continella, A. Gentile, M. Amenta, S. Fabroni, P. Rapisarda, *Food Chem.*, **2013**, *140*, 630–638. doi:10.1016/j.foodchem.2012.11.024.
- [21] D. Faniadis, P.D. Drogoudi, M. Vasilakakis, *Sci. Hortic. (Amsterdam)*, **2010**, *125*, 301–304. doi:10.1016/j.scienta.2010.04.013.
- [22] V.R. De Souza, P.A.P. Pereira, T.L.T. Da Silva, L.C. De Oliveira Lima, R. Pio, F. Queiroz, *Food Chem.*, **2014**, *156*, 362–368. doi:10.1016/j.foodchem.2014.01.125.
- [23] M. Bernalte, E. Sabio, M. Hernández, C. Gervasini, *Postharvest Biol. Technol.*, **2003**, *28*, 303–312. doi:10.1016/S0925-5214(02)00194-1.
- [24] R. Di Cagno, R.F. Surico, G. Minervini, C.G. Rizzello, R. Lovino, M. Servili, A. Taticchi, S. Urbani, M. Gobbetti, *Food Microbiol.*, **2011**, *28*, 900–909. doi:10.1016/j.fm.2010.12.008.
- [25] D. Prvulović, M. Popović, Đ. Malenčić, M. Ljubojević, V. Ognjanov, **2011**, *43*, 198–202.
- [26] B. Gonçalves, C.M. Correia, A.P. Silva, E.A. Bacelar, A. Santos, J.M. Moutinho-Pereira, *Sci. Hortic. (Amsterdam)*, **2008**, *116*, 381–387. doi:10.1016/j.scienta.2008.02.013.
- [27] D. González-Gómez, M. Lozano, M. F. Fernández-León, M.J. Bernalte, M.C. Ayuso, A.B. Rodríguez, *J. Food Compos. Anal.*, **2010**, *23*, 533–539. doi:10.1016/j.jfca.2009.02.008.
- [28] E. Piątkowska, R. Witkiewicz, Z. Janeczko, A. Kopeć, T. Leszczyńska, E. Pisulewska, S. Suchecki, *Fragm. Agron.*, **2015**, *32*, 92–100.
- [29] P. Jimenez, P. Cabrero, J.E. Basterrechea, J. Tejero, D. Cordoba-Diaz, M. Cordoba-Diaz, T. Girbes, *Plant Foods Hum. Nutr.*, **2014**, *69*, 168–174. doi:10.1007/s11130-014-0417-x.
- [30] D.B.S. Benvenuti, F. Pellati, M. Melegari, *Food Chem. Toxicol.*, **2004**, *69*, 164–169.
- [31] T. Swain, W.E. Hillis, *J. Sci. Food Agric.*, **1959**, *10*, 63–68. doi:10.1002/jfsa.2740100110.
- [32] R. Re, N. Pellegrini, A. Progettente, A. Pannala, M. Yang, C. Rice-Evans, *Free Radic. Biol. Med.*, **1999**, *26*, 1231–1237. doi:10.1016/S0891-5849(98)00315-3.
- [33] G. Miliauskas, P.R. Venskutonis, T.A. Van Beek, *Food Chem.*, **2004**, *85*, 231–237. doi:10.1016/j.foodchem.2003.05.007.
- [34] I. Benzie, J. Strain, *Anal. Biochem.*, **1996**, *239*, 70–76. doi: 10.1006/abio.1996.0292.