

URSZULA ZŁOTEK, WIESŁAW WÓJCIK

**WPLYW POWLEKANIA CHITOZANEM KORZENI PIETRUSZKI
(*PETROSELINUM HORTENSE*) NA WYBRANE ICH CECHY
PODCZAS PRZECHOWYWANIA**

Streszczenie

W czasie produkcji, a następnie przechowywania, w warzywach o małym stopniu przetworzenia zachodzą procesy chemiczne i biochemiczne obniżające ich jakość. Starzenie się warzyw podczas długotrwałego przechowywania polega na obniżeniu aktywności fizjologicznej i zdolności przystosowania do niesprzyjających warunków otoczenia. Jednym ze sposobów powodujących ograniczenie tych procesów, bez utraty właściwości użytkowych, jest pokrywanie warzyw powłokami jadalnymi. W pracy podjęto próbę określenia wpływu powlekania świeżo krojonych korzeni pietruszki warstwą chitozanu na zmiany właściwości antyoksydacyjnych wynikających m.in. ze zmian zawartości związków fenolowych, w tym flawonoidów i kwasów fenolowych. Badano też dynamikę procesów starzenia związanych z degradacją polisacharydów i dalszymi przemianami cukrów prostych, co skutkuje ubytkiem masy i zmianami zawartości suchej masy badanego warzywa. Stwierdzono wzrost aktywności antyoksydacyjnej w pietruszce pokrywanej chitozaniem, wynikający ze stymulacji biosyntezy związków fenolowych, w tym kwasów fenolowych i flawonoidów. Wykazano, że pokrywanie plasterków pietruszki warstwą powłok chitozanych wpływa na zahamowanie rozkładu polisacharydów, jak również dalszych przemian cukrów w badanych próbach, począwszy od 3. tygodnia przechowywania.

Słowa kluczowe: pietruszka, powłoki chitozanowe, polifenole, aktywność antyoksydacyjna

Wprowadzenie

W czasie produkcji, a następnie przechowywania warzyw o małym stopniu przetworzenia zachodzi szereg procesów chemicznych i biochemicznych obniżających ich jakość. Starzenie się warzyw podczas długotrwałego przechowywania wynika z obniżenia aktywności fizjologicznej i zdolności przystosowania do niesprzyjających warunków otoczenia. Następuje też utrata ich wartości użytkowej spowodowana zmianą barwy, związaną z metabolizmem związków fenolowych na skutek aktywności enzymów uczestniczących w tych przemianach, takich jak: peroksydaza (POD), amoniaka-

liaza polifenyloalaninowa (PAL) i oksydaza polifenolowa (PPO) [13, 17, 18]. Wydłużenie trwałości świeżych owoców i warzyw osiągnąć można poprzez zahamowanie utraty wilgotności i ograniczenie procesów oddychania [29]. Pokrywanie warzyw powłokami jadalnymi przyczynia się m.in. do zahamowania procesów transpiracji, co znacznie ogranicza niekorzystne zmiany wartości użytkowej tych warzyw [23]. Głównymi składnikami powłok jadalnych są związki pochodzenia naturalnego, tj. woski, polisacharydy, proteiny [20]. Konsumenci oczekują dobrej jakości owoców i warzyw, dlatego przy wyborze składnika używanego do powlekania należy brać pod uwagę jego wpływ na zdrowie oraz inne pożądane cechy (np. właściwości przeciwbakteryjne) [5]. Chitozan charakteryzuje się wieloma udowodnionymi właściwościami prozdrowotnymi np. aktywnością przeciwutleniającą czy dodatnim wpływem na zatrzymywanie witaminy C w owocach, jak też oddziaływaniem grzybobójczym i grzybostatycznym, dlatego jest pożądanym składnikiem do tworzenia powłok jadalnych [2, 5, 10, 11, 21, 27, 32].

Celem pracy było określenie wpływu powłok chitozanowych na zmiany właściwości antyoksydacyjnych plasterów pietruszki wynikające m.in. ze zmian zawartości związków fenolowych. Badano też wpływ powłok chitozanowych na zmiany zawartości cukrów redukujących oraz ubytki masy podczas przechowywania korzenia pietruszki w warunkach chłodniczych.

Material i metody badań

Materiałem do badań były korzenie pietruszki zwyczajnej (*Petroselinum hortense* var. *microcarpum*) zakupione w lokalnym supermarkecie. Badane warzywa umyto, odkażono 2 % podchlorynem sodu, następnie przepłukano kilkakrotnie wodą destylowaną. Tak przygotowany materiał pokrojono w plastry o grubości 0,5 cm i pokryto roztworem 0,1 % chitozanu w 1 % kwasie cytrynowym. Równolegle wykonano próby kontrolne, w których zamiast chitozanu użyto wody destylowanej i 1 % kwasu cytrynowego. Pokryte powłokami plastry badanych warzyw przechowywano przez 4 tygodnie w temp. 4 °C. W próbie przed powlekaniami, a także po: 1, 2, 3 i 4 tygodniach przechowywania oznaczano: suchą masę, zawartość cukrów redukujących, całkowitą zawartość polifenoli, a także zawartość flawonoidów i kwasów fenolowych oraz aktywność przeciwrodnikową. Oznaczono również ubytki masy korzenia pietruszki.

Do oznaczania związków fenolowych: 10 g korzenia pietruszki rozdrabniano robotem kuchennym, następnie przeprowadzono 3-krotną ekstrakcję 50 % metanolem (30 ml) na wytrząsarce przez 20 min. Uzyskany ekstrakt wirowano przez 20 min przy 4000×g i przesączano; supernatanty łączono. W przygotowanych ekstraktach oznaczano całkowitą zawartość polifenoli, a także zawartość flawonoidów i kwasów fenolowych oraz aktywność przeciwrodnikową.

Całkowitą zawartości polifenoli oznaczano wg Singletona i Rossiego [25]. Do 0,5 ml ekstraktu dodano 0,5 ml wody, 2 ml odczynnika Folina (1 : 5 z wodą), po 3 min dodawano 10 ml 10 % Na_2CO_3 i mieszano. Próbę odniesienia wykonywano używając 50 % metanolu zamiast ekstraktu. Po upływie 30 min mierzono absorbancję (wobec próby odniesienia) przy długości fali 725 nm. Stężenie związków fenolowych w przeliczeniu na kwas galusowy odczytywano z krzywej wzorcowej.

Oznaczanie zawartości kwasów fenolowych wykonywano metodą Arnova [9]. Do 2,5 ml wody destylowanej dodawano 0,5 ml badanego ekstraktu, 0,5 ml 0,5 N HCl, 0,5 ml odczynnika Arnova, 0,5 ml 1 N NaOH. Próbę odniesienia wykonywano używając 50 % metanolu zamiast ekstraktu. Absorbancję mierzono wobec próby odniesienia przy długości fali 490 nm. Zawartość kwasów fenolowych w przeliczeniu na kwas kawowy odczytywano z krzywej wzorcowej.

Zawartości flawonoidów oznaczano wg Lamaison [1]. Do 1 ml ekstraktu dodawano 1 ml 2 % $\text{AlCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$. Po 10 min mierzono absorbancję wobec próby zerowej przy długości fali 430 nm. Próbę odniesienia wykonywano używając 50 % metanolu zamiast ekstraktu. Stężenie flawonoidów w przeliczeniu na kwercetynę odczytywano z krzywej wzorcowej.

Aktywność przeciwrodnikową oznaczano wobec DPPH• [4]. Do 0,04 ml ekstraktu zawierającego związku fenolowe dodawano 1,96 ml metanolowego roztworu DPPH• o stężeniu 6×10^{-5} mol/l. Równolegle wykonywano próbę odniesienia, w której zamiast ekstraktu używano 50 % metanolu. Absorbancję mierzono przy długości fali 515 nm w ciągu 0 i po 60 min.

Aktywność przeciwrodnikową, wyrażano jako % inhibicji, obliczano z równania podanego przez Yena i Duha [30]:

$$\% \text{ inhibicji} = [(A_{C(0)} - A_{A(t)}) / A_{C(0)}] \times 100$$

gdzie:

$A_{C(0)}$ – absorbancja próby odniesienia w czasie 0 min.

$A_{A(t)}$ – absorbancja próby badanej mierzona po 60 min.

Zawartość suchej masy oznaczano zgodnie z normą PN-90/A-75101/03 [22].

Oznaczano także ubytki masy korzenia pietruszki. Plastry pietruszki ważono bezpośrednio po powlekanii oraz po 1, 2, 3 i 4 tygodniach przechowywania. Wielkość ubytku masy pietruszki wyrażano procentowo w stosunku do pierwotnej masy plastrów warzywa.

Do oznaczania cukrów redukujących przygotowano wodne ekstrakty: 1 g stariego korzenia pietruszki zalewano 50 ml wody destylowanej i gotowano pod przykryciem 5 min – po wystudzeniu przesączano i dopełniano wodą do 50 ml, tak przygotowany ekstrakt używano do oznaczania zawartości cukrów redukujących metodą Millera [19]. Do 1 ml ekstraktu dodawano 0,5 ml H_2O i 3 ml DNS (kwasu

3,5-dwunityrosalicylowego). Całość utrzymywano w stanie wrzenia 5 min, po czym rozcieńczano wodą destylowaną. Próbę odniesienia wykonywano używając wody destylowanej zamiast ekstraktu. Absorbancję mierzono wobec próby odniesienia przy długości fali 540 nm. Stężenie cukrów redukujących odczytywano z krzywej wzorcowej sporządzonej z użyciem glukozy.

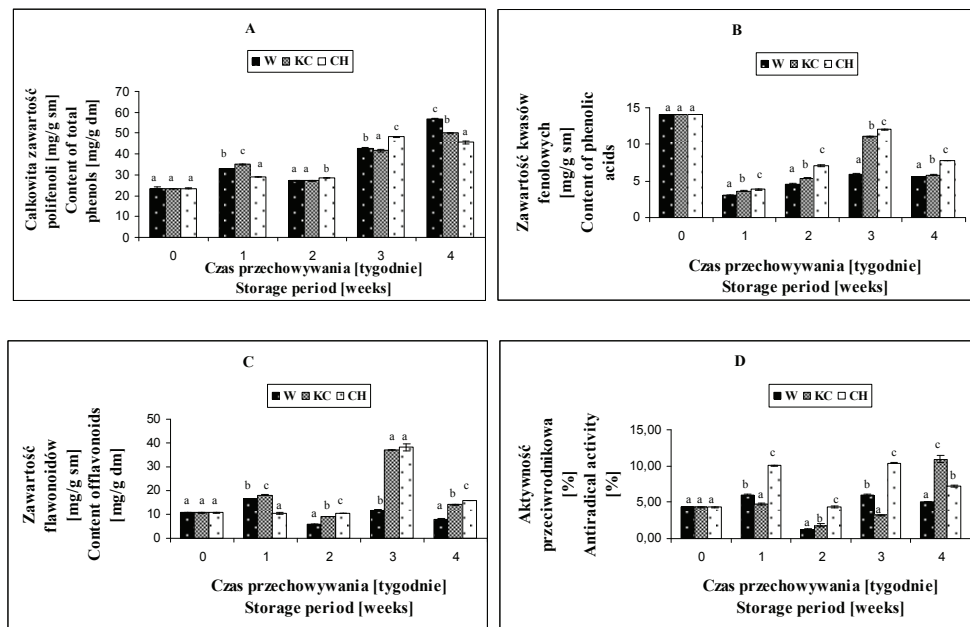
Wszystkie oznaczenia wykonano w trzech powtórzeniach. Otrzymane wyniki poddano analizie statystycznej z wykorzystaniem analizy wariancji. Istotność różnic pomiędzy wartościami średnimi weryfikowano za pomocą testu Tukey'a przy poziomie istotności $p = 0,05$. Analizę statystyczną przeprowadzono w programie Statistica 7.0.

Wyniki i dyskusja

Stwierdzono, że całkowita zawartość polifenoli w plastrach korzenia pietruszki po 1 tygodniu przechowywania w temp. 4 °C zwiększyła się (z 23,4 mg/g s.m. do 32,8 mg/g s.m. w próbie kontrolnej; 35,1 mg/g s.m. w próbie kontrolnej z kwasem cytrynowym i 28,9 mg/g s.m. w pietruszce pokrytej chitozanem), po 2 tygodniach przechowywania nieznacznie zmniejszyła się (odpowiednio do: 27,2 mg/g s.m.; 27,2 mg/g s.m. i 28,7 mg/g s.m.), aby po 3 i 4 tygodniach znacząco zwiększyć się (rys. 1A). Zawartość kwasów fenolowych zmniejszyła się dość znacznie po 1 tygodniu przechowywania o 78,19 % w próbie kontrolnej, 74,28 % w próbie kontrolnej z kwasem cytrynowym i 72,72 % w plastrach pietruszki pokrywanych chitozanem; po czym sukcesywnie zwiększała się aż do 4. tygodnia przechowywania, po którym zaobserwowano ponowne zmniejszenie zawartości tej frakcji fenoli (rys. 1B). Analizując zawartość flawonoidów w badanych plastrach pietruszki należy zauważyć jej zmniejszenie się po około 2 tygodniach przechowywania i zwiększenie w dalszych tygodniach (rys. 1C). Pen i Jiang [21], badając zawartość polifenoli w owocu kasztanowca przechowywanego w temp. 4 °C zauważyli jej zwiększenie po 7. dniach, a następnie zmniejszenie. Zaznaczyć należy, że cytowani autorzy badali te zmiany tylko przez około 2 tygodnie przechowywania, a otrzymane w tej pracy wyniki dotyczące zawartości polifenoli w pierwszych 2 tygodniach przechowywania w plastrach pietruszki były zbieżne z wynikami cytowanymi powyżej. Pen i Jiang [21] stwierdzili także, że pokrywanie powłokami chitozanowymi opóźniało zwiększanie się zawartości polifenoli w owocach kasztanowca (po 1 tygodniu przechowywania w owocach pokrytych chitozanem było mniej polifenoli w stosunku do próby kontrolnej, natomiast około 12. dnia przechowywania zawartość polifenoli w kasztanach pokrywanych chitozanem była większa niż w próbie kontrolnej). Opóźnienie zwiększenia zawartości polifenoli wymienieni autorzy tłumaczyli inhibicją enzymu regulującego szlak biosyntezy związków fenolowych – amoniakaliazy polifenyloalaninowej. W badaniach własnych nie zaobserwowano wyraźnego wpływu powlekania chitozanem na całkowitą zawartość fenoli w trakcie przechowywania (rys. 1A), natomiast analizując poszczególne frakcje fenoli

tn. zawartość flawonoidów i kwasów fenolowych zauważyć należy, że plastry pietruszki pokrywane powłokami chitozanowymi odznaczały się w stosunku do próby kontrolnej większą zawartością kwasów fenolowych (o około 25 % po 1 tygodniu przechowywania i nawet o 100 % po 3 tygodniach w stosunku do próby kontrolnej), a począwszy od 2. tygodnia przechowywania także większą zawartością flawonoidów (największą różnicę w stosunku do próby kontrolnej zaobserwowano również po 3 tygodniach przechowywania) (rys. 1 B i C). Jiang i wsp. [14], badając zawartość wybranej frakcji flawonoidów – antocyjanin w owocach liczi pokrywanych chitozanem i przechowywanych w temp. 2 °C wykazali zwiększenie zawartości tej frakcji w owocach pokrywanych chitozanem już po 6 h przechowywania, tłumacząc to inhibicją oksydazy polifenolowej – enzymu zaangażowanego w system degradacji antocyjanin. Inhibujący wpływ chitozanu na aktywność oksydazy polifenolowej potwierdzili m.in. Jiang i Li [15] w badaniach owoców longan pokrytych chitozanem i przechowywanych w temp. 2 °C. Dong i wsp. [8], badając wpływ powłok z chitozanu o stężeniu 1, 2 i 3 % na aktywność oksydazy polifenolowej po 3 i 6 dniach przechowywania śliwek liczi, zauważyli po 3 dniach ok. 34 % inhibicję tego enzymu w przypadku zastosowania 1 % chitozanu i 40 % po zastosowaniu 3 % chitozanu oraz po 6 dniach odpowiednio 23 i 28 %. Podobnie Jiang i wsp. [14], badając wpływ 2 % powłok chitozanowych na aktywność oksydazy polifenolowej w śliwkach liczi przechowywanych w temp. 25 °C potwierdzili inhibujący wpływ chitozanu. Wyniki cytowanych badaczy mają szczególne znaczenie dla utrzymania wartości użytkowej owoców i warzyw, ponieważ oksydaza polifenolowa jest enzymem odpowiedzialnym m.in. za efekt brązowienia. Pen i Jiang [21] zauważyli ponadto, iż efekt hamujący aktywność oksydazy polifenolowej wzrasta wraz ze zwiększeniem stężenia roztworu chitozanu użytego do powlekania.

Związki fenolowe wykazują szeroko udokumentowane właściwości antyoksydacyjne. Ze względu na różnice w strukturze poszczególnych frakcji polifenoli prowadzonych było wiele prac wyjaśniających korelacje pomiędzy aktywnością antyoksydacyjną a strukturą tych związków [7, 12, 24]. W badaniach własnych zaobserwowano wyższą aktywność przeciwrodnikową w plastrach pietruszki pokrywanych chitozanem i przechowywanych w temp. 4 °C (rys. 1D) (z wyjątkiem 4. tygodnia przechowywania, po którym ekstrakt z pietruszki pokrytej jedynie kwasem cytrynowym silniej stabilizował wolne rodniki DPPH^{*}), co może być związane z dużą, w stosunku do próby kontrolnej, zawartością flawonoidów i kwasów fenolowych w pietruszce pokrywanej chitozanem (rys. 1 B i C). Innym powodem większej aktywności przeciwrodnikowej plastrów pietruszki w powłokach chitozanowych mogą być udokumentowane przez innych badaczy właściwości przeciwutleniające roztworów chitozanu [10, 11, 27].



Objaśnienia: / Explanatory notes:

W – woda / water; KC – kwas cytrynowy / citric acid; CH – chitozan / chitosan;

a - c – wartości oznaczone tymi samymi literami w obrębie tego samego czasu przechowywania nie różnią się statystycznie istotnie przy $p = 0,05$ / values within the same storage period and denoted by the same letters do not differ statistically significantly at $p = 0.05$.

Rys. 1. Wpływ powlekania chitozanem na całkowitą zawartość polifenoli (A), kwasów fenolowych (B), flawonoidów (C) i aktywność antyrodnikową (D) plasterków pietruszki podczas przechowywania w temp. 4 °C.

Fig. 1. Effect of chitosan-film coating on content of total phenols (A), phenolic acids (B), flavonoids (C) and antiradical activity (D) of parsley slices during storage at a temperature of 4 °C.

Utrata wartości użytkowej owoców i warzyw w trakcie przechowywania jest w dużej mierze związana z ich wędnięciem, spowodowanym utratą wody. Powłoki jadalne powinny opóźnić te procesy, stanowiąc czynnik barierowy chroniący owoc/warzywo przed nadmierną transpiracją. Chien i wsp. [6], badając ubytek masy w owocach mango pokrytych chitozanem i przechowywanych w temp. 6 °C, stwierdzili, że w tak chronionych owocach ubytek ten jest znacznie wolniejszy. W badaniach Chien i wsp. [5], dotyczących wpływu powłok chitozanowych na zmiany cech użytkowych owoców czerwonej pitai, również wykazano mniejszy ubytek wody w owocach pokrytych chitozanem. Rezultaty przedstawione przez Dong i wsp. [8], jak też w pracy Jang i Li [15], również potwierdzają hamujący wpływ powłok chitozanowych na ubytek wody w owocach liczi i owocach longan. Zhang i wsp. [31], używając chito-

zanu jako jednego ze składników powłok zabezpieczających plastry ogórka, dowiedli, że zabieg ten wpłynął istotnie na zmniejszenie strat masy badanego warzywa. Efekt zabezpieczający przed utratą masy wykazano też po zastosowaniu powłok malto-dekstrynowych do ochrony owoców truskawki [3]. Wyniki badań przedstawionych w niniejszej pracy potwierdzają diskutowane powyżej tendencje. Ubytek masy po 4 tygodniach przechowywania próby kontrolnej i plastrów pietruszki pokrytej 0,1 % chitozanem wynosił odpowiednio 1,85 i 1,03 % (tab. 1). Ochronny efekt powłok chitozanowych w przechowywanej pietruszce zauważyć można już po 2 tygodniach przechowywania (ubytok masy wynosił 0,49 % w próbie kontrolnej i 0,40 % w pietruszce powlekanej chitozanem) (tab. 1).

Tabela 1

Ubytek masy pietruszki pokrytej chitozanem podczas przechowywania w temp. 4 °C.
Weight loss of parsley coated using chitosan film during storage at a temperature of 4 °C.

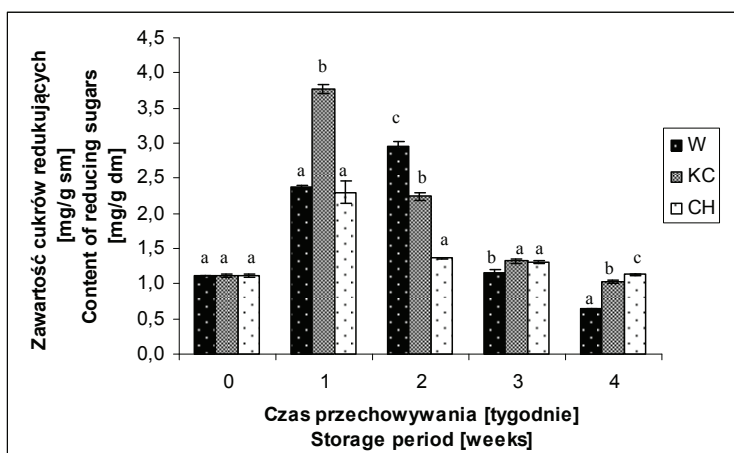
Czas przechowywania Storage period	Ubytek masy w próbkach z: [%] / Weight loss in samples with: [%] $\bar{x} \pm s / SD; n = 9$		
	wodą Water	kwasem cytrynowym Citric acid	chitozanem Chitosan
1 tydzień 1 week	0,13 ± 0,012 b	0,27 ± 0,012 a	0,30 ± 0,004 a
2 tygodnie 2 weeks	0,49 ± 0,029 b	0,63 ± 0,012 c	0,40 ± 0,008 a
3 tygodnie 3 weeks	0,92 ± 0,024 b	0,99 ± 0,012 c	0,65 ± 0,021 a
4 tygodnie 4 weeks	1,85 ± 0,037 c	1,21 ± 0,012 b	1,03 ± 0,052 a

Objaśnienia: / Explanatory notes:

a - c – wartości oznaczone tymi samymi literami w obrębie wierszy nie różnią się statystycznie istotnie ($p = 0,05$) / values in lines and denoted by the same letters do not differ statistically significantly ($p = 0,05$).

Procesy fizjologiczne związane z dojrzewaniem i przejrzeniem owoców i warzyw nie kończą się z chwilą zbioru. Dojrzewanie warzyw w czasie przechowywania uważane jest za przewlekłą formę starzenia się rośliny. W wyniku tych procesów, oprócz utraty wody przez roślinę, następuje też często gwałtowny rozkład skrobi związany z aktywnością enzymów tj.: amylazy, fosforylasy skrobi, α -1,6-glukozydazy czy syntazy sacharozy, co skutkuje wzrostem poziomu cukrów redukujących. Kittur i wsp. [16], badając zawartość cukrów redukujących w owocach banana i mango pokrywanych powłokami polisacharydowymi (w tym też chitozanowymi) i przechowywanych w temp. 27 °C, oznaczyli mniej cukrów redukujących w owocach pokrywanych powłokami w stosunku do próby kontrolnej w 15. dniu przechowywania. Powyższe wy-

niki cytowani autorzy tłumaczyli hamowaniem aktywności enzymów przyczyniających się do rozkładu skrobi i przejrzenia owoców, co skutkuje obniżeniem jakości owoców czy warzyw. Podobnie Srinivasa i wsp. [26], badając wpływ powłok chitozanych na zmiany zachodzące podczas przechowywania owoców mango, potwierdzili, że powlekanie chitozaniem opóźnia zwiększanie się zawartości cukrów redukujących. Również w badaniach Zhang i wsp. [31] zwiększanie się zawartości cukrów redukujących podczas przechowywania plasterów ogórka pokrywanych powłokami z dodatkiem chitozanu było częściowo zahamowane. Tanada-Palmu i Grosso [28], analizując zmiany biochemiczne zachodzące podczas przechowywania owoców truskawki pokrywanych powłokami glutenowymi, również stwierdzili, że powlekanie owoców zwalnia procesy przejrzenia, skutkujące zwiększaniem poziomu cukrów redukujących. W badanych plasterkach korzenia pietruszki w pierwszych 2 tygodniach przechowywania również zauważono zwiększenie poziomu cukrów redukujących, jednak, podobnie jak w badaniach cytowanych wyżej, w próbach pokrywanych chitozaniem proces ten był wolniejszy (z 1,1 mg/g s.m. w czasie „0” do 2,3 mg/g s.m. w próbie kontrolnej, 3,7 mg/g s.m. w próbie kontrolnej z kwasem cytrynowym i 2,3 mg/g s.m. w próbach pokrywanych chitozaniem po 1 tygodniu przechowywania oraz odpowiednio: 2,9 mg/g s.m., 2,2 mg/g s.m. i 1,3 mg/g s.m. po 2 tygodniach przechowywania) (rys. 2). Po 3 i 4



Objaśnienia: / Explanatory notes:

W – woda / water; KC – kwas cytrynowy / citric acid; CH – chitozan / chitosan;

a - c – wartości oznaczone tymi samymi literami w obrębie tego samego czasu przechowywania nie różnią się statystycznie istotnie przy $p = 0,05$ / values within the same storage period and denoted by the same letters do not differ statistically significantly at $p = 0.05$.

Rys. 2. Wpływ powlekania chitozaniem na zawartość cukrów redukujących w pietruszce podczas przechowywania w 4 °C.

Fig. 2. Effect of chitosan coating on content of reducing sugars in parsley during storage at 4 °C.

tygodniach przechowywania zawartość cukrów redukujących zmniejszyła się we wszystkich próbach, co może świadczyć o rozkładzie powstałych cukrów redukujących w wyniku np. reakcji z innymi produktami katabolizmu lub procesów fermentacji. Ubytek cukrów redukujących w korzeniach pietruszki pokrytych chitozanem był znacznie wolniejszy w porównaniu z próbą kontrolną. Wyniki te nie mają potwierdzenia w cytowanych pracach innych badaczy, ale zaznaczyć należy, że badali oni poziom cukrów redukujących tylko do 15. [16], 16. [28] lub 18. [26] dnia przechowywania badanych owoców.

Wnioski

1. Plastry pietruszki pokryte chitozanem odznaczały się (w stosunku do próby kontrolnej) większą aktywnością przeciwutleniającą wynikającą między innymi ze zwiększenia się zawartości kwasów fenolowych i flawonoidów.
2. Zastosowanie powłok chitozanowych w przechowywanej pietruszce spowodowało zmniejszenie transpiracji, co skutkowało spowolnieniem utraty masy.
3. Powlekanie chitozanem powodowało spowolnienie procesów przejrzenia podczas przechowywania plasterów pietruszki co skutkowało wolniejszym zwiększeniem się poziomu cukrów redukujących.

Literatura

- [1] Bahorun T., Gressier B., Trotin F., Brunet C., Dine T., Luyckx M., Vaseur J., Cazin M., Cazin J-C., Pinkas M.: Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. *Arzneim-Forsch./Drug Res.*, 1996, **46 (II)**, 1086-1089.
- [2] Bautista-Baños S., Hernández-Lauzardo A.N., Velázquez-del Valle M.G., Hernández-Lopez M., Ait Barka E., Bosquez-Molina E., Wilson C.L.: Chitosan as potential natural compounds to control pre and postharvest diseases of horticultural commodities. *Crop Prot.*, 2006, **25**, 108-118.
- [3] Białas W., Modzelewska A., Grajek W., Jankowski.: Wpływ powłoki maltodekstrynowej na ubytki masy i jędrność rozmrożonych truskawek (*Fragaria ananasa*). *Żywność. Nauka. Technologia. Jakość*, 2004, **4 (41)S**, 41-51.
- [4] Brand-Williams W, Cuvelier E, Berset C.M., Use of free radical method to evaluate antioxidant activity. *Lebensm-Wiss U – Technol.*, 1995, **28**, 25-30.
- [5] Chien P.-J., Sheu F., Lin H.-R.: Quality assessment of low molecular weight chitosan coating on slices red pitayas. *J. Food Engin.*, 2007, **19**, 736-740.
- [6] Chien P.-J., Sheu F., Yang F.-H.: Effect of edible chitosan coating on quality and shelf life of sliced mango fruit. *J. Food Engin.*, 2007, **78**, 225-229.
- [7] Cuvelier M.E., Rihard H., Berset C.: Comparison of the antioxidative activity of some-acid-phenols-structure activity relationship. *Biosci. Biotech. Biochem.*, 1992, **56**, 324-325.
- [8] Dong H., Cheng L., Tan J., Zheng K., Jiang Y.: Effect of chitosan coating on quality and shelf life of peeled litchi fruit. *J. Food Engin.*, 2004, **64**, 355-358.
- [9] *Farmakopea Polska*, T.V. Pol. Tow. Farm., Warszawa 1999.

- [10] Guo Z. Xing R., Liu S., Yu H., Wang P., Li C., Li P.: The synthesis and antioxidant activity of the Schiff bases of chitosan and carboxymethyl chitosan. *Bioorg. Med. Chem. Lett.*, 2005, **15**, 4600-4603.
- [11] Guo Z., Liu H., Chen X., Ji X., Li P.: Hydroxyl radicals scavenging activity of N-substituted chitosan and quaternized chitosan. *Bioorg. Med. Chem. Lett.*, 2006, **16**, 6348-6350.
- [12] Hinneburg I., Dorman H.J.D., Hiltunen R.: Antioxidant activities of extract from selected culinary herbs and spices. *Food Chem.*, 2006, **97**, 122-129.
- [13] Jiang Y.M.: Purification and some properties of polyphenol oxidase of longan fruit. *Food Chem.*, 1999, **66**, 75-79.
- [14] Jiang Y., Li J., Jiang W.: Effect of chitosan coating on shelf life of cold-stored litchi fruit at ambient temperature. *LWT*, 2005, **38**, 757-761.
- [15] Jiang Y., Li Y.: Effect of chitosan coating on postharvest life and quality of longan fruit. *Food Chem.*, 2001, **73**, 139-143.
- [16] Kittur F.S., Saroja N., Habibunnisa, R.N. Tharanathan.: Polysaccharide-based composite coating formulations for shelf-life extension of fresh banana and mango. *Eur. Food Res. Technol.*, 2001, **213**, 306-311.
- [17] Loaiza-Velarde J.G., Saltveit M.E.: Heat shock applied either before or after wounding reduce browning of lettuce leaf tissue. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 2001, **126**, 227-234.
- [18] Lopez-Serrano M., Barcelo R.: A H₂O₂-mediated pigment decay in strawberry as a model system for color alterations in processed plant foods. *J. Agric. Food Chem.*, 1999, **47**, 824-827.
- [19] Miller G.L.: Use of dinitrosalicylic acid reagent for determination of reducing sugar. *Anal. Chem.*, 1956, **1**, 426-428.
- [20] Moldão-Martins M., Beirão-da-Costa S.M., Beirão-da-Costa M.L.: The effect of edible coatings on postharvest quality of the "Bravo de Esmolfe" apple. *Eur. Food Res. Technol.*, 2003, **217**, 325-328.
- [21] Pen L.T., Jiang Y.M.: Effect of chitosan coating on shelf life and quality of fresh-cut Chinese water chestnut. *Lebensm.-Wiss. U.-Technol.*, 2003, **36**, 359-364.
- [22] PN-90/A-75101/03. Przetwory owocowe i warzywne. Przygotowanie próbek i metody badań fizykochemicznych. Oznaczanie zawartości suchej masy metodą wagową.
- [23] Shahidi F., Arachchi J.K.V., You-Jin J.: Food applications of chitin and chitosans. *Trends Food Sci. Technol.*, 1999, **10**, 37-51.
- [24] Singh G., Marimuthu P., de Heluani C.S., Catolan C.: Chemical constituents and antimicrobial and antioxidant potentials of essential oil and acetone extract of *Nigella sativa* seeds. *J. Sci. Food Agric.*, 2005, **85**, 2297-2306.
- [25] Singleton V.L., Rossi J.A.: Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *Am. J. Etnol. Vitic.*, 1965, **16**, 144-158.
- [26] Srinivasa P.C., Revathy Baskaran M.N., Ramesh, K.V., Harish Prashanth R.N. Tharanathan.: Storage studies of mango packed using biodegradable chitosan film. *Eur. Food Res. Technol.*, 2002, **215**, 504-508.
- [27] Sun T., Xie W., Xu P.: Superoxide anion scavenging activity of graft chitosan derivatives. *Carbohydr. Polym.*, 2004, **58**, 379-382.
- [28] Tanada-Palmu P.S., Grosso C.R.F.: Effect of edible wheat gluten-based films and coatings on refrigerated strawberry (*Fragaria ananassa*) quality. *Postharvest Biol. Technol.*, 2005, **36**, 199-208.
- [29] Tendaj B., Tendaj M.: Woski jako składniki warstw chroniących świeże owoce i warzywa. *Post. Nauk Roln.*, 1998, **1**, 79-90.
- [30] Von Gadow A., Joubert E., Hansmann C.F.: Comparison of the antioxidant activity of Aspalathin with that of the other plant phenols of Rooibos Tea (*Aspalathus linearis*), α -tocopherols, BHT and BHA. *J. Agric. Food Chem.*, 1997, **45** (3), 632-638.

- [31] Zhang M., Xiao G., Luo G., Peng J., Salokhe V.M.: Effect of coating treatments on the extension of the shelf-life of minimally processed cucumber. *Int. Agrophysics*, 2004, **18**, 97-102.
- [32] Zhang H., Li R. Liu W. : Effects of chitin and its derivative chitosan on postharvest decay of fruits: a review. *Int. J. Mol. Sci.*, 2011, **12**, 917-934.

EFFECT OF COATING PARSLEY ROOTS (*PETROSELINUM HORTENSE*) WITH CHITOSAN FILM ON SELECTED CHARACTERISTICS THEREOF DURING STORAGE

S u m m a r y

During the production and storage of roughly-processed vegetables, chemical and biochemical processes occur that cause their quality to decrease. The process of vegetable ageing during long-term storage consists in that their physiological activity and ability to adapt to unfavourable environmental conditions decrease. One of the methods to limit those processes without losing their functional properties is to coat vegetables with edible films. This research study was an attempt to determine the effect of coating the freshly-chopped parsley roots with the use of a chitosan film on changes in the antioxidant properties thereof that result from, among other things, the changes in the content of phenolic compounds including flavonoids and phenolic acids. Also, the dynamics was studied of the aging processes linked with the degradation of polysaccharides and with further transformations of mono-carbohydrates, which resulted in the loss of weight and changes in the content of dry matter in the vegetable analyzed. It was found that the antioxidant activity of chitosan-coated parsley increased owing to the biosynthesis stimulation of phenolic compounds including the phenolic acids and flavonoids. It was evidenced that the coating of parsley slices using a chitosan film caused, from the third storage week on, the polysaccharide decomposition process and further carbohydrate transformation processes in the samples analyzed to inhibit.

Key words: parsley, chitosan coatings, polyphenols, antioxidant activity ☒