Korean Journal of Life Science
Vol. 13. No. 6. 822~828, 2003

튤립(*Tulipa gesneriana*) 꽃의 발달단계에 따른 효소 활성 및 미량요소 함량의 변화

조효경[1] · 박순기[2] · 정일경[1] · 이재석[1]*

[1]대구가톨릭대학교 자연대학 생명자원학부
[2]경북대학교 농과대학 농학과

Changes of Enzyme Activities and Inorganic Nutrient Contents Associated with Flower Development in Tulip (*Tulipa gesneriana*)

Hyo-Kyung Cho[1], Soon-Ki Park[2], Il-Kyung Chung[1] and Jae-Seog Lee[1]*

[1]*Faculty of Life Resources, Catholic University of Daegu, Kyungsan, Kyungbuk, 712-702, Korea*
[2]*Division of Plant Bioscience, Kyungpook National University, Daegu 702-701, Korea*

Abstract

This study was carried out to investigate the changes of enzymes and micro inorganic nutrients that is associated with flower senescence during flower development in tulip cultivars, 'Apeldoorn' and 'Golden Apeldoorn'. Ribonuclease, peroxidase and protease activities were gradually increased from the stage of early flowering to later. Polyphenol oxidase showed the highest activity at stage 5, which the flower was in full bloom indicating that it acts at an initial stage of flower senescence. The protease activity was different in the petal extracts during flower development between the cultivars 'Apeldoorn' (red petal) and 'Golden Apeldoorn' (yellow petal). This result suggested that protease might relate to pigment biosynthesis in petal of tulip. In contrast to the decrease of inorganic nutrients K, Mn, Zn and P contents during floral development, Ca, Mg and Fe showed the gradual increasement that is similar with ribonuclease, peroxidase and protease. It suggests that they have some interaction during flower senescence.

Key words – Peroxidase, Polyphenol oxidase, Protease, Ribonuclease

서 론

튤립(*Tulipa gesneriana* L.)은 터키 지방이 원산지인 백합과 튤립 속에 속하는 추식 구근으로서, 최근에는 야생종과 재배종 간의 교배 육종으로 화색과 화형이 다양한 계통과 품종 군을 가진 원예작물로 발달해 왔다. 튤립의 꽃눈 분화는 구근 수확 후 저장중인 6~8월 초에 이루어지고, 분화가 완료된 구근은 2~5℃의 조건에서 6~8주 동안 저온 처리한 후에 식재하면 60일 전후에 개화한다. 튤립은 개화 시일장이 관계하지 않는 중성식물이며 생육 적온은 15~20℃이다. 내한성이 강하여 화단이나 절화용으로 널리 이용되고 있으며, 우리나라에서는 국민 소득이 향상됨에 따라 노지와 시설재배 면적이 증가하고 있다.

식물은 노화 과정에서 다양한 생화학적 특성에 변화가 있음이 보고되어 왔다[9]. 고추의 경우 과실이 성숙함에 따

*To whom all correspondence should be addressed
Tel : 053-850-3179, Fax : 053-850-3178
E-mail : jslee1@cu.ac.kr

라서 무기물, 유기물, 당, 건물중 등 여러 가지 성분 화학물질의 함량이 변화되고[2], superoxide dismutase의 활성이 달라진다[15]. 지금까지 과실과 채소에 대한 효소 연구와 무기성분에 대한 과잉이나 결핍에 대한 연구결과가 많이 보고되어 있으나, 화판의 발육 단계에 따른 효소 활성이나 무기성분의 변화에 관 한 보고는 충분치 않은 상태이다.

본 연구에서는 식물의 노화와 관련성이 있을 것으로 생각되어지는 Ribonuclease (RNase), Peroxidase (POD), polyphenol oxidase (PPO) 및 protease의 활성의 변화를 튤립 꽃의 발달단계 별로 조사하였다. 또한 많은 다량원소와 미량원소들이 여러 가지 중요한 효소의 활성단으로서 역할을 한다는 것이 알려져 있으므로, 발육단계 별 함량의 변화를 조사하였다. 튤립 품종 'Apeldoorn'과 'Golden Apeldoorn'의 꽃잎을 실험 재료로 사용하여, 발육 단계에 따라 꽃잎 내의 세포 추출물에 함유되어 있는 노화 관련 효소 활성의 변화와 무기성분의 변화를 조사하여, 궁극적으로 튤립 꽃의 수명 연장에 응용할 수 있는 연구의 기초자료를 얻고자 수행하였다.

재료 및 방법

실험 재료의 재배 방법 및 시료 채취

본 실험에서는 2품종의 튤립(*Tulipa gesneriana* L.), 'Apeldoorn' (붉은 색의 꽃잎)과 'Golden Apeldoorn' (노란색의 꽃잎)을 사용하여 실험을 수행하였다. 개화구는 정식 하루 전에 배노람 수화제 500배액에 1시간 침지한 다음 그늘에서 완전히 건조시킨 후 본교 실험 포장에 10월 28일경 10×12cm 간격으로 정식하였다. 시비량은 10a당 N 17 kg, P_2O_5 10kg, K_2O 24kg, 퇴비 1톤을 시용 하였고, 질소 1/3량은 추비로 구 비대기인 3월 5일에 시용하였으며 기타 재배 방법은 관행에 준하였다. 시료로 사용된 꽃잎의 채취 시기는 꽃이 피기 시작하는 4월 10일부터 개화의 진행 정도에 따라 6단계로 나누어 실시하였다(Fig. 1). 꽃잎이 착색된 날을 1단계로 하여 2일 간격으로 5단계까지 시료를 채취하였고, 6단계는 꽃이 만개 이후 6일 경과하여 꽃잎이 떨어질 때 채취하였다.

식물체 꽃잎으로부터 조효소의 추출 및 농축

'Apeldoorn'과 'Golden Apeldoorn'의 각 꽃잎 조직을

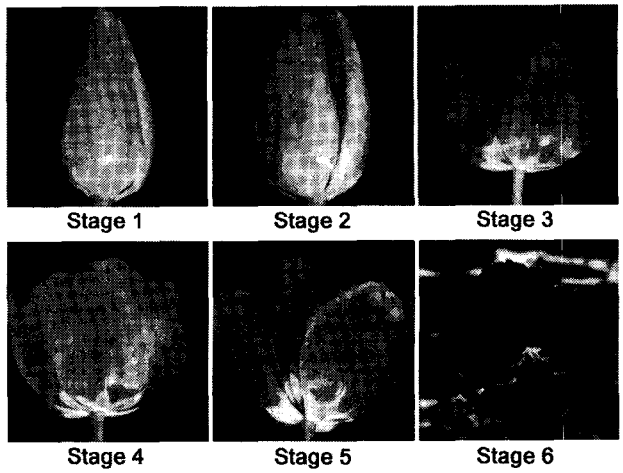

Fig. 1. Six developmental stages of 'Apeldoorn' tulip flowers.

10g씩 채취하여 액체 질소를 사용하여 마쇄한 후, 0.1M phosphate buffer(PH 7.0)를 50mL 넣고 polytron으로 조직을 재차 마쇄하였다. 이후 추출물을 원심분리(4℃, 14000 rpm, 20min)하여 상징액을 취하였다. 이를 여과지로 걸러 얻은 세포추출액에 80% ammonium sulfate를 첨가하여 24시간 동안 0.1M phosphate buffer (pH 7.0)에서 투석, 농축한 단백질을 조효소액으로 사용하였다.

RNase, POD, PPO, Protease의 효소 활성 측정

RNase활성은 yeast rRNA (Sigma Co.)를 기질로 사용하여 가수분해한 yeast RNA를 측정하였다. 2.5mg의 yeast rRNA를 함유한 0.1M sodium phosphate (pH 7.0) 500μL를 37℃에서 10분 동안 pre-incubation한 후, 조효소액 10μL을 넣어서 30분간 37℃에서 반응시켰다. 조효소액과 기질의 반응을 25% perchloric acid와 0.75% uranyl acetate를 stop buffer로 사용하여, 30분 동안 얼음에 보관하면서 정지시켰다. 반응이 종료된 시료를 원심분리(4℃, 12000rpm, 5min)하여 취한 상징액 50μL과 증류수 950μL을 혼합한 후, UV spectrophotometer (Pharmacia Co.)를 사용하여 260nm 파장에서 흡광도를 측정하였다.

POD활성은 pyrogallol (Sigma Co.)을 기질로 사용하여 Sigma Co.의 방법에 준하여 측정하였다. 0.1M potassium phosphate (pH 7.0) 160μL, 0.147M H_2O_2 80μL, 5% pyrogallol 160μL와 증류수 1.05mL을 혼합한 용액에 조효소액을 50μL (10μL)를 첨가하고 1시간 동안 상온에서 방치

한 후, 효소에 의한 변화를 UV spectrophotometer를 사용하여 420㎚ 파장에서 측정하였다.

PPO의 활성은 기질로 사용하는 0.02M catechol를 함유한 0.1M sodium citrate buffer (pH 5.0) 750μL를 조효소 추출액 250μL와 충분히 혼합하여 상온에서 반응시킨 후, UV spectrophotometer를 사용하여 420nm 파장에서 매 10초 간격으로 30분간 흡광도의 변화를 측정하였다.

튤립 꽃잎의 발달 과정 중에 변화하는 protease 활성은 기질 casein을 사용하여 측정하였다. 1.0% casein, 0.1M sodium phosphate buffer (pH 6.5) 600μL에 조효소액 120μL을 첨가하여 37℃에서 30분간 반응시켰다. 그 후, 5% trichloroacetic acid 용액 600μL를 첨가하여 반응을 정지시키고 실온에 30분간 방치하였다. 이 반응액을 원심분리(4℃, 12000rpm, 25min)한 후, 상징액 1mL을 취하여 UV spectrophotometer를 사용하여 280nm 파장에서 흡광도를 측정하였다. 각 효소 1unit는 $mg^{-1} \cdot mL^{-1} \cdot min^{-1}$로 정의하였다.

식물체의 무기성분 분석

식물체 시료는 수돗물, 0.2% CH_3COOH 용액, 증류수의 순으로 3-4회 가볍게 세척한 후, 열풍건조기에서 완전히 건조(75℃, 10hour)하여 조제하였다. 분해액($HClO_4$:H_2O_2:H_2SO_4 = 18:11:1) 1.5mL이 담긴 100mL 삼각플라스크에 분쇄한 꽃잎 시료 1.5g를 첨가한 후, 24시간 방치하였다. 그 후 열판에 올려놓고 서서히 온도를 올리면서 가열하여 시료를 완전히 분해하였다. 분해한 시료는 냉각 여과한 후, 50mL로 정량하여 무기성분을 분석하였다. 튤립 꽃잎의 무기성분 분석은 토양화학 분석법(농촌진흥청, 1988)에 준하여, P는 ammonium meta vanadate법을 이용하고, Ca, K, Mg, Fe, Mn, Zn, Cu는 원자흡광분광계(atomic absorption spectrometer, Perkin Elmer 3,300)를 사용하여 측정하였다.

결과 및 고찰

튤립 꽃의 발달 단계에 따른 가수분해 효소들의 활성 변화

일반적으로 모든 식물체는 각 조직별로 노화가 진행되는 발육 단계가 되면 가수분해 효소들의 활성이 서서히 증가하는 것으로 알려져 있다[16]. 이러한 현상을 조사하여 노화와 가수분해 효소들 간의 연관 관계를 밝히고자 2품종의 튤립, 'Apeldoorn'과 'Golden Apeldoorn'으로부터 꽃잎의 세포 추출물을 조제하여 RNase 활성을 조사하였다. RNase는 phosphodiester bond를 절단하여 RNA를 가수분해하는 효소이며, 분해 활성을 보이는 다양한 조효소들이 보고되었다[7]. 현재까지 많은 RNA 분해활성 물질들의 특성들이 밝혀지고 있고, 이러한 활성을 나타내는 주요 조효소들은 Zn, Pb 등과 같은 금속이온, imidazole 및 imidazole 유도체들, 염기성 폴리펩티드류 등이 보고되었다[7]. 또한, PVC, PEG-1000, lysozyme, trypsin, spermidine, 합성된 작은 분자 및 Brij 58, Nonidet P40, Triton X-100 등의 계면활성제에 의하여 RNA가 분해된다[7]. 튤립꽃의 발달 과정 중 1단계부터 5단계까지는 두 품종 모두 RNase 활성의 변화는 거의 없었으나, 6단계에서는 활성이 급속히 증가하였다(Fig. 2). 이 결과에 의해 꽃이 만개한 후 노화가 진행될수록 급속히 증가된 RNase에 의한 RNA 분해가 활발해짐이 밝혀졌다. 한편, 두 품종 간에 RNase 활성의 차이가 거의 관찰되지 않았으며, 발육 단계별로 비슷하게 증가하는 경향을 보였다. 개화가 시작되는 3단계 이후에 꽃잎의 외관상의 색소 형성의 차이는 관찰되지 않았으므로(Fig. 1), 위의 결과로 볼 때, RNase는 꽃잎의 색소 형성에는 거의 영향을 미치지 않는 것으로 추측된다.

튤립 꽃잎에 있어서 POD의 활성은 'Apeldoorn' 경우 5단계까지 변화를 보이지 않았다. 그러나 만개기에서 노화가 진행되는 6단계까지는 활성이 급속히 증가하였고, 'Golden Apeldoorn'는 4단계까지 유사한 양상을 보인 후, 노화가 진행된 6단계까지 서서히 증가하는 추세를 나타내었다(Fig. 2). 특히 5-6 단계에서 두 품종간의 POD 활성의 미미한 차이를 나타내었으나, 두 품종 모두 노화가 진행되는 이 시기에서 높은 활성을 나타내는 것으로 보아 이들 효소는 튤립 꽃잎의 노화에 밀접한 영향을 미치는 것으로 추측되었다. POD가 식물의 목질화와 노화의 조절 역할을 하며[5], 또한 생장호르몬인 옥신을 파괴한다고 알려져 있다[8]. 이러한 작용 이외에도 수산화를 촉매하고 중합의 개시제로 작용할 뿐 아니라 세포 성분들을 산화 반응을 통하여 파괴하기도 한다. 또한 많은 식물 종에 다양한 isozyme이 존재하는 것으로 밝혀졌다[10,11,14,18]. 일반적으로 식물의 POD는 바이러스, 미생물, 곰팡이의 감염에 의한 생물학적 스트레스와 고농도의 염, 상처, 대기오염물질 등의 비생물학적 스트레스에 반응해서 그 활성이 증가된다고

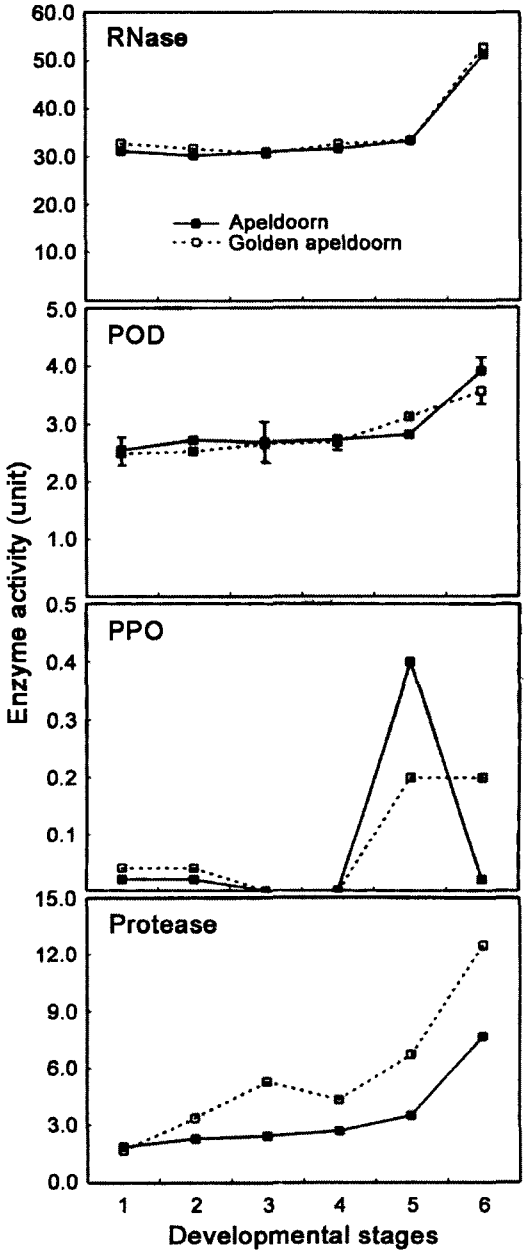

Fig. 2. Changes in enzymes activities during the developmental stages of tulip flower.

알려져 있다[4]. 특히 서양겨자무(*Armoricia rusticana*)의 주근에 많이 함유되어 있고, 배추과 식물의 경우 냉이의 뿌리에서 높은 POD 활성이 나타났으며, 배추의 뿌리에서도 비교적 높은 활성을 나타내었다[17]. 이상과 같이 지금까지의 다른 연구자에 의한 연구결과와 본 결과를 종합해보면, 식물의 POD는 생물학적, 비생물학적 스트레스 이외에 식물체의 노화가 진행되면서 유발되는 생리적 스트레스에 의해 유발될 수 있으며, 다른 식물에서 확인된 뿌리 조직뿐만 아니라 꽃잎에서도 그 활성이 존재하는 것으로 생각된다.

POD의 반응은 페놀성 기질에 대하여 PPO와 유사하다. PPO는 과일이나 채소류에 존재하는 phenol성 화합물에 결합하여 갈변을 유발하는데, 이러한 반응은 주로 신선하게 살아있는 조직이나 활성 효소를 함유한 조직에서 일어난다. 또한 PPO는 자연계에 널리 분포하고 Cu를 함유하고 있으며, 버섯, 사과, 바나나, 복숭아, 배, 마늘, 자두, 포도 등에서 이 효소의 분리 정제와 생화학적 특성이 조사되어 왔다[1]. 튤립 꽃잎에 있어서 PPO의 활성은 1단계에서 3단계까지는 두 품종 모두 미세하게 감소하는 경향을 보였으며, 3·4단계에서는 효소의 활성이 거의 나타나지 않았다(Fig. 2). 그러나 'Apeldoorn'은 4단계부터 5단계까지 급속히 증가했고, 5단계에서 최고치를 보인 후 노화가 진행되는 6단계에서는 0.02unit로 1단계와 같은 효소 활성을 나타내었다(Fig. 2). 'Golden Apeldoorn'의 경우, 4단계에서 5단계까지 증가하다가 노화가 되는 6단계에서는 5단계와 같은 활성을 보였다(Fig. 2). 과실의 성숙 과정에서도 이와 비슷한 경향을 보인 것으로 보고된 바 있다. Koch와 Sajak [13]이 포도 품종 Muscat의 PPO 활성을 조사한 결과, 본 실험의 'Apeldoorn'의 결과와 매우 유사하게 성숙 과정에서는 활성도가 증가하다가 완전히 성숙한 뒤에는 감소되었다고 보고하였다. 그러나 이 후 다른 연구자들에 의해 포도가 성숙함에 따라 PPO의 활성도가 증가한다고 보고된 바 있다[19]. 일반적으로 PPO는 갈변 효소로 알려져 있는데, 꽃이 만개한 5단계에서 활성이 가장 높게 나타나는 것으로 보아, PPO의 활성은 노화가 시작되는 초기 단계와 밀접한 관련이 있는 것으로 추측된다.

식물성 protease 중 chymopapain, ficin과 bromelain 등에 관한 연구는 많이 수행 되어 왔다. Yamaguchi 등 [20]은 45종의 채소와 18종의 과실을 파쇄, 착즙한 액을 사용하여 gelatin 분해 활성을 측정한 결과, 강력한 protease가 함유되어 있다고 이미 보고된 파파야, 파인애플, 무화과, 생강, 프린스멜론[12] 외에 녹색 아스파라거스, 참다래 등에도 이들 못지않게 강한 protease가 함유되어 있음을 보고하였다. 본 실험에서 조사된 튤립 꽃잎의 protease의 활성은 두 품종에서 발달단계가 경과할수록 효소활성이 증가하는 경향을 나타내었다(Fig. 2). 한편 protease의 활성은 다른 가수분해 효소와는 달리 두 품종간에 효소 활성의 차이가 큰

것으로 나타났다(Fig. 2). 이러한 현상은 protease가 노화뿐만 아니라 두 품종의 화색소를 결정에도 관련성이 있을 것이라는 가능성을 시사한다. 즉, 화색소 형성에 관여하는 특이한 protease의 isozyme이 'Golden Apeldoorn'에만 존재하거나, protease의 함량이 'Apeldoorn' 보다 'Golden Apeldoorn'에 다량으로 존재하고 있다고 추측된다.

튤립 꽃의 발달 단계에 따른 무기성분의 함량 변화

식물은 재배 조건, 기상 상태, 토양 조건 등에 따라 양분을 흡수하는 성질이 달라지며, 특히 생육 단계 즉 영양 생장기와 생식 생장기에는 필요로 하는 양분의 흡수 형태가 크게 달라진다. 장미의 경우 성장기와 절화 생산기에 따라 양분의 흡수율이 달라지며, 벼의 경우에는 생육 초기에 인산의 요구도가 높으나 그 후 질소에 대한 요구도가 높아지는 경향이 있다. 토마토의 경우에는 질소는 영양 생장기, K는 생식 생장기에 관여하는 양분으로 알려져 있다[3]. 특히 미량원소는 식물의 생육에 극히 소량 필요하지만, 여러 가지 효소의 구성 성분이 되어 직접 효소 반응에 관여한다. 또한 Ca, Mg, Fe, Mn 등과 같은 무기성분은 이온 형태로 존재하여 각종 효소의 활성제 또는 억제제로서 작용을 한다. Mn 이온에 의하여 활성화되는 효소만도 30여종이나 된다[6]. 따라서 튤립 꽃의 발달 단계에 따른 무기성분의 양적인 변화를 조사하기 위하여 2, 3, 5, 6단계의 꽃잎에서 추출된 무기성분의 함량을 분석하였다(Fig. 3).

Ca 함량에서 'Apeldoorn'은 3단계까지 감소한 이후, 5, 6단계에서는 점차적으로 증가하는 경향을 보였으며, 'Golden Apeldoorn'은 노화가 시작되는 6단계까지 서서히 증가해서 마지막 단계에서는 'Apeldoorn'과 비슷한 함량을 보였다(Fig. 3). Mg 함량은 초기에 'Apeldoorn'이 'Golden Apeldoorn' 보다 약간 높은 함량을 보였으나, 이후 3~5단계까지는 비슷하였다. 그러나 노화가 되는 6단계에서는 초기와는 반대로 'Golden Apeldoorn'이 'Apeldoorn' 보다 다소 높은 함량을 보였다(Fig. 3). 두 품종 간에는 6단계에서 약간의 차이가 있었으나 초기에는 노화로 진행되는 5단계까지는 Mg 함량이 서서히 증가하는 경향으로 나타났다. 이 결과로 볼 때, 꽃의 발달함에 따라, 품종에 상관없이 Mg 흡수량이 점진적으로 증가하는 것으로 생각된다. Fe 함량의 경우 'Apeldoorn'은 만개가 되는 5단계까지 미세하게 증가하다가 6단계에서는 급격히 증가했다. 'Golden Apeldoorn'은 2단계에서 'Apeldoorn' 보다 약 10mg · kg^{-1}정도 더 높은 함유량을 보였으나, 5단계까지는 점차 감소하여 'Apeldoorn' 보다 약 5mg · kg^{-1}정도 낮게 나타났다. 그 후 점차 Fe 함량이 큰 폭으로 증가하여 노화가 되는 6단계에서는 'Apeldoorn'과 'Golden Apeldoorn' 모두 비슷한 함유량을 보였다(Fig. 3). 튤립은 무기성분 중 Fe 함량이 가장 높게 나타나는 것으로 보아 생육 기간 동안 다른 무기성분보다 흡수량이 가장 많은 것으로 생각되어진다.

꽃의 발육 단계에 따라 P의 함량 변화를 조사한 결과, 두 품종 모두 3단계까지 증가했으나, 발달단계가 진행될수록 서서히 감소하는 경향이 관찰되었다(Fig. 3). 품종 간에 P 함량은 초기에서 5단계까지는 차이가 있었으나, 노화가 시작되는 6단계에서는 거의 비슷한 함량을 나타냈다. K의 함량을 분석한 결과, 'Apeldoorn'은 전 발달 단계에서 함량의 변화가 관찰되지 않은 반면, 'Golden Apeldoorn'은 2단계에서는 'Apeldoorn' 보다 함량이 낮았으나, 점차 증가하여 5단계에서의 함량이 가장 높았다(Fig. 3). 그러나 노화가 시작되는 6단계에서는 'Apeldoorn'과 비슷한 함량을 나타내었다. Zn 함량의 경우, 'Apeldoorn'은 3단계까지는 함유량이 증가했으나 이후 점차적으로 감소하여 노화가 개시되는 6단계에서 최하치를 보였으며, 'Golden Apeldoorn'은 2-5단계 동안 비슷한 함유량의 변화를 보였으나, 노화 단계인 6단계에서는 Zn의 함유량이 급격히 감소하였다(Fig. 3). Mn의 함량은 두 품종 모두 3단계까지는 증가한 후, 개화 상태가 진행될수록 감소했다(Fig. 3). Cu의 함량의 변화를 분석한 결과, 'Apeldoorn'은 3단계까지 증가를 보이다가 5단계에서는 큰 감소를 보였고, 노화가 되는 6단계에서는 급속히 증가하였다. 'Golden Apeldoorn'은 'Apeldoorn' 보다 큰 변화의 폭이 적었으나, 'Apeldoorn'과 비슷한 경향으로 흡수량이 단계별로 크게 변하고 함량의 차이가 있음이 관찰되었다(Fig. 3).

이상의 무기 양분의 분석에서 보는 바와 같이, Ca, Mg, Fe은 꽃의 외관상의 노화가 시작되는 단계에서 함량이 증가한 반면, P, Zn, Mn은 감소하는 경향이 두드러짐이 관찰되었다. 또한 Cu는 꽃의 발달단계에 따른 일정한 경향을 보이지 않고 변화가 심한 무기성분임이 밝혀졌다. 본 논문에서 분석된 무기성분들은 각종 효소의 구성 성분 역할을 하거나, 효소의 활성에 직접 관여하는 경우가 많으므로, 꽃의 노화 진행 단계에 따른 이들 성분 함량의 변화는 같은

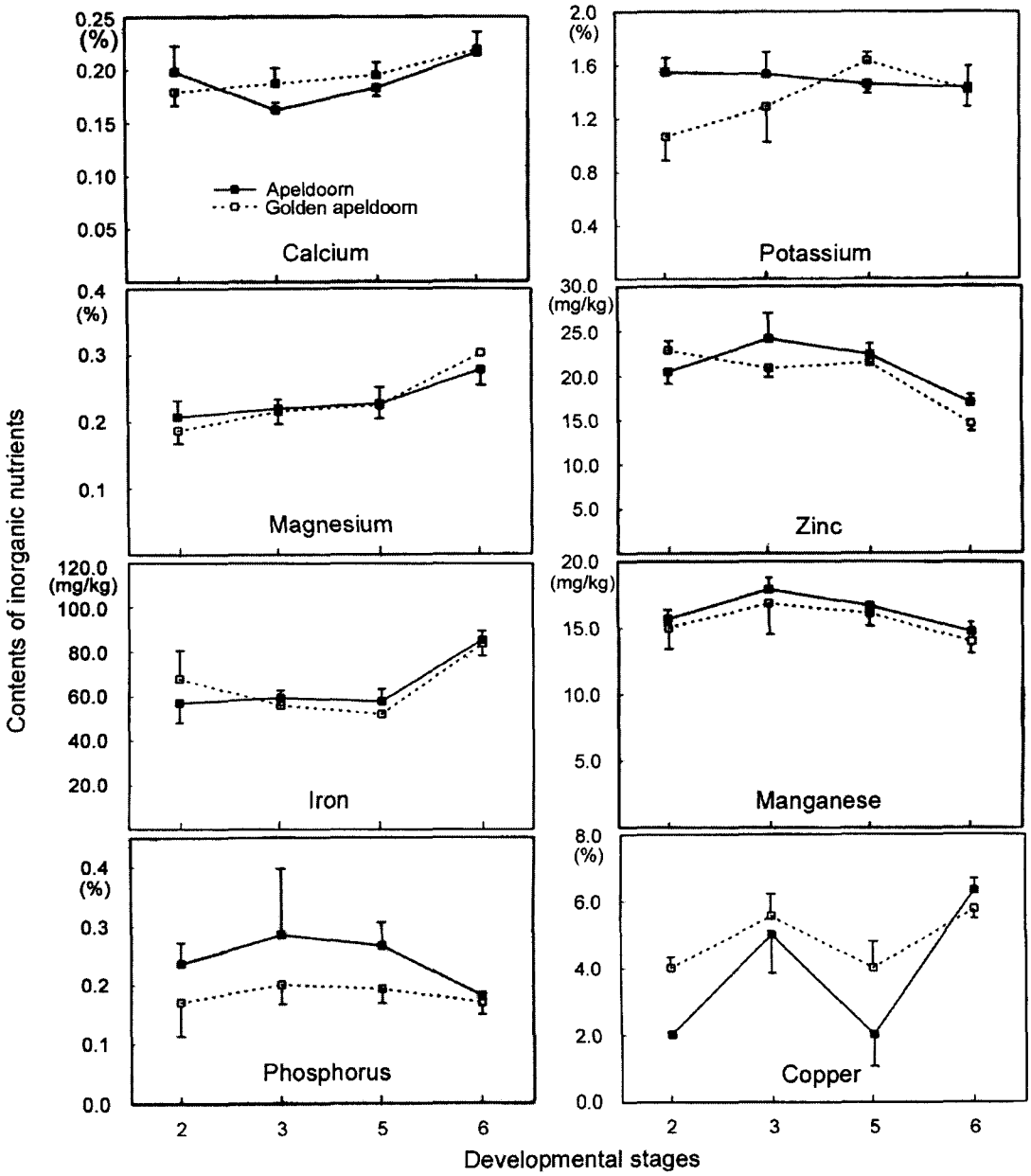

Fig. 3. Changes in micro-nutrients content during the developmental stages of tulip flower.

시기에 발현하는 특정 효소의 활성 변화와 연관되어 있을 가능성이 있다. Fe의 경우 peroxidase와 cytochrome oxidase 등의 산화 효소와 결합력을 가지며, 광합성에 관여하는 효소는 물론 엽록소 형성에 관계하는 효소계의 생합성에 관여한다고 보고되고 있다[6]. 그러므로 노화가 진행되는 단계에서 튤립 꽃잎의 세포 추출물 내에 peroxidase의 효소 활성(Fig. 2)과 Fe의 함량(Fig. 3)이 높게 나타난 것은 노화가 진행되는 단계에서 peroxidase의 활성과 Fe와의 밀접한 관계를 시사한다. 이상의 Fe의 예에서 보는 바와 같이, 꽃의 노화 과정에 관여하는 효소의 활성에 무기성분의 영향을 규명하기 위한 후속 연구에 본 논문에 제시된 기초 연구 자료를 매우 유용하게 활용되리라 생각한다.

요 약

본 실험은 튤립 품종 'Apeldoorn'과 'Golden Apeldoorn'의 꽃잎 발달 단계에 따른 각종 가수분해 효소 활성의 변

화 및 효소 활성의 조절에 관여하는 무기성분들의 함량의 변화를 조사하였다. RNase와 peroxidase, protease의 효소 활성은 초기단계로부터 꽃이 발달이 진행될수록 증가하는 경향을 보였다. Polyphenol oxidase의 경우, 꽃이 만개한 5 단계에서 활성이 가장 높았으며, 이 효소가 노화가 시작되는 초기 단계에 관여하는 것으로 생각된다. 한편, Protease의 활성은 'Apeldoorn'과 'Golden Apeldoorn'의 꽃 발달 동안 꽃잎 추출물에서 현저한 차이가 관찰되었다. 이 결과는 protease는 튤립의 화색의 생합성에 관련성을 시사한다. 조사된 K, Mn, Zn, P의 함량은 꽃 발달 동안 점차적으로 감소하는 경향을 보인 반면, Ca, Mg, Fe의 무기성분은 초기 단계에서 꽃의 노화 단계까지 점차적으로 증가하였으며, RNase와 peroxidase, protease의 효소 활성의 변화와 같은 경향을 보였다. 이는 꽃의 발달단계동안 이들 효소와 무기성분 사이에 서로 결합력이 있다고 추측된다. 본 연구 결과는 튤립 꽃의 발달단계에 따른 기초적인 생화학적 변화의 경향을 조사한 결과로서, 절화수명 연장을 위한 기초자료로 유용하게 활용될 수 있을 것이다.

감사의 글

본 논문은 대구가톨릭대학교 연구지원에 의해 수행되었으며, 이에 감사드립니다.

참 고 문 헌

1. Alfred, M. M. and E. Harel. 1979. Polyphenol oxidase in plants. *Phytochem.* **18**, 193-215.
2. Anikeenko, A. P. and V. S. Anikeenko. 1980. Changes in chemical substances of *Capsicum* fruits during ripening. *Hort. Abs.* **52**, 855.
3. Chung, S. J., B. S. Seo and B. S. Lee. 1992. Effects of nitrogen, potassium levels and their interaction on the growth and development of hydroponically grown tomato. *J. Kor. Soc. Hort. Sci.* **33**, 244-251.
4. Endress, A. G., S. J. Suarez and O. C. Taylor. 1980. *Environmental Pollution (Series A)* **22**, 47-58.
5. Frenkel, C. 1972. Peroxidase and indole-3-acetic acid oxidase isozymes from pear, tomato and blueberry fruit in ripening. *Plant Physiol.* **49**, 757-763.
6. Glass, A. D. M. 1989. *Plant nutrition: an introduction to current concepts.* Jones and Bartlett Publishers. Boston
7. Green, P. J. 1994. The ribonucleases of higher plants. *Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* **45**, 421-445.
8. Gross, G. G., C. Janes and E. F. Elstner. 1997. Involvement of malate, monophenols and the superoxide radical in hydrogen peroxide formation by isolated cell walls from horse radish. *Planta.* **136**, 271-276.
9. Hansen, E. 1996. Post-harvest physiology of fruits. *Ann. Rev. Plant Physiol.* **17**, 459-480.
10. Hu, C. and R. B. van Huystee. 1989. Immunological similarity of the cationic and the anionic peanut peroxidase isozymes. *Biochem. Biophys Res. Commun.* **163**, 689-694.
11. Jen, J. J., A. Seo and W. H. Flukey. 1980. Tomato peroxidase; purification via hydrophobic chromatography. *J. Food Sci.* **45**, 60-63.
12. Kaneda, M. and N. Tominaga. 1975. Isolation and characterization of a proteinase from the sarcocarp of melon fruit. *J. Biochem.* **78**, 1287-1296.
13. Koch, J. and E. Sajak. 1959. A review and some studies on grapes protein. *Amer. J. Enol. Vitic.* **10**, 114-23.
14. Prestamo, G. 1989. Peroxidase of kiwi fruit. *J. Food Sci.* **54**, 760-762.
15. Rabinowitch, H. D. and D. Sklan. 1981. Superoxide dismutase activity in ripening cucumber and pepper fruit. *Physiol. Plant.* **52**, 380.
16. Sacher, J. A. 1973. Senescence and post-harvest physiology. *Ann. Rev. Plant Physiol.* **24**, 197-224.
17. Stich, K. and R. Ebermann. 1984. Investigation of hydrogen peroxide formation in plants. *Phytochemistry* **23**, 2719-2722.
18. Thomas, R. L., J. J. Jen and C. V. Morr. 1981. Changes in soluble and preparation bound peroxidase IAA oxidase during tomato fruit development. *J. Food Sci.* **47**, 158-161.
19. Wissemann, K. W. and C. Y. Lee. 1980. Purification of grapes polyphenol oxidase with hydrophobic chromatography. *J. Chroma.* **192**, 232-235.
20. Yamaguchi. T., Y. Yamashita, I. Takeda and K. Hirashi. 1982. Proteolytic enzymes in green asparagus, kiwi furit and miut. *Agric. Biol. Chem.* **46**, 1983-1986.

(Received July 10, 2003; Accepted November 14, 2003)