

# Fitazy w żywieniu drobiu

**Łukasz Byczyński**

Uniwersytet Rolniczy w Krakowie,

Wydział Technologii Żywności,

Katedra Biotechnologii i Ogólnej Technologii Żywności

Fitazy są enzymami z podklasy fosfohydrolaz, które charakteryzują się wysokim powinowactwem do kwasu fitynowego. Związek ten stanowi główną formę zapasową fosforu w ziarnach, nasionach i pyłku roślin. W większości diet dla drobiu jego zawartość waha się od 0,5 do 1,4% i może stanowić od 1 do 5% masy zbóż, orzechów, nasion i pyłków [53]. Ze względu na swój ujemny ładunek kwas fitynowy tworzy chelaty z kationami metali dwu- lub trójwartościowych oraz kompleksy z białkami, zakłócając ich aktywność [29]. Poza przeżuwaczami większość zwierząt nie trawi kwasu fitynowego lub robi to w niewielkim stopniu, głównie z udziałem mikroflory jelitowej i fitaz endogennych. Dlatego też przy masowych hodowlach duża część fitynianów z paszy trafiała do odchodów, skąd przenikała do środowiska, przyczyniając się do eutrofizacji wód. Wynikało to również z faktu znacznej suplementacji pasz nieorganicznym fosforanem wapnia, który jest łatwiej przyswajalny dla zwierząt. Na początku lat 90. XX wieku, rozpoczęto stosowanie fitaz w żywieniu drobiu, co przyczyniło się do zmniejszenia zanieczyszczenia środowiska fosforem, a także lepszym wykorzystaniem paszy i poprawą parametrów produkcyjnych. Obecnie większość zastosowań fitazy jest związana z żywieniem zwierząt, ponadto stanowią one ponad połowę enzymów stosowanych w hodowlach [29].

Idealna fitaza to taka, która jest wydajna w uwalnianiu fosforu z fitynianu w przewodzie pokarmowym zwierząt, jednocześnie jest stabilna podczas ogrzewania i przygotowywania pasz oraz w czasie przechowywania, a jej produkcja jest tania [25]. Wykorzystanie fitaz w żywieniu drobiu wiąże się ze spełnieniem przez nie szczególnych wymagań. Wzrastające standardy higieny w sporządzaniu paszy doprowadziły do wprowadzenia technologii pelletyzacji (granulacji) [28, 15]. Obecnie większość pasz granuluje się w 80-90°C w celu eliminacji zakażeń powodowanych przez *Salmonella* sp., stąd pożądana jest wysoka termostabilność paszowych enzymów. Przed procesem pelletyzacji do mieszalnika wprowadza się suchą postać fitazy. Można również dostarczyć fitazę w postaci płynnej po procesie pelletyzacji w celu uniknięcia jej denaturacji [15]. Od fitaz wymaga się ponadto działania w specyficznych warunkach przewodu pokarmowego, przy odpowiednim pH i temperaturze ciała danego gatunku zwierzęcia. Należy również uwzględnić wiek zwierząt i podatność enzymu na rozkład pod wpływem enzymów trawiennych [78, 26]. Wprowadzane do pasz dla drobiu enzymy powinny zapewniać wzrost masy

zwierząt, liczby składanych jaj, oraz wzrost efektywności konwersji jednostkowej masy paszy na masę tuszki lub jaj. Dodatek fitaz powinien również zapewniać wzrost jakości produktu, np. intensywności zabarwienia żółtka czy jakości skorupy oraz umożliwiać podniesienie wartości odżywczych poprzez wzrost zawartości minerałów, witamin czy nienasyconych kwasów tłuszczowych [62].

Istnieją dwie metody dostarczania enzymów do diet dla zwierząt monogastrycznych. W pierwszej suplementuje się enzymami standardową paszę, w drugiej modyfikuje się dietę, zmniejszając poziomy składników odżywczych odpowiednio do spodziewanych korzyści w stosunku do zastosowanego enzymu [60, 11]. Obie metody zapewniają zmniejszenie kosztów hodowli, przy czym druga jest bardziej efektywna w redukcji kosztów żywienia. Ponadto suplementacja egzogennymi enzymami polepsza efektywność produkcji drobiu poprzez zwiększoną strawność niskiej jakości składników paszy i zmniejszenia stężenia składników pokarmowych w odchodach [11, 33].

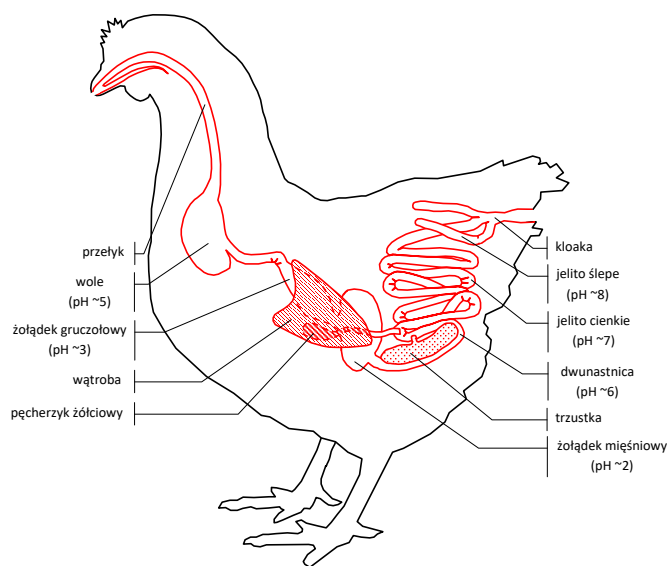
Ocena ekonomiczna dodania do paszy komponentów takich jak fitazy opiera się na analizie korzyści i strat (zysków i kosztów), jakie zostaną wygenerowane poprzez ich użycie w żywieniu drobiu. Wzrost masy tuszki, ilości uzyskanych jaj i ich jakości, wzrost efektywności wykorzystania paszy i redukcji śmiertelności przyczyniają się do zwiększenia dochodów i reprezentują zysk (korzyści). Natomiast w skład kosztów (strat) można wliczyć zakup enzymu, utrzymywanie jego zapasów, procedury kontroli jakości i analizy. W szczególnych przypadkach po stronie zysków stoi uzyskanie przez produkt różnicowania w stosunku do innych podobnych, np. poprzez wzbogacenie jaja w jakieś specjalne cechy czy składniki, które w ocenie konsumenta są korzystne [62]. Zysk ze stosowania fitazy jest określony przez cenę preparatu i wyposażenia niezbędnego do jej stosowania w relacji do ilości niefitynowego fosforu, wapnia i innych składników diety, które można zaoszczędzić dzięki stosowaniu tego enzymu. Aplikacja fitazy jest ekonomicznie uzasadniona w krajach, gdzie obowiązują rygorystyczne regulacje prawne nakładające kary finansowe za nadmierny poziom fosforu w odchodach z fermy [34]. Zwykle dodatek fitazy do paszy jest pożądanym, ponieważ nie tylko pomaga w rozkładzie fitynianu, ale zapewnia również lepszą biodostępność, trawienie i wchłanianie składników odżywczych oraz zapobiega nadmiernemu wydalaniu fosforu przez zwierzęta [15]. Warto dodać, że fitazy zasadniczo uważa się za bezpieczne dla obsługi i użytkowników, stwierdzono jedynie niewielkie reakcje alergiczne wśród pracowników wielkoskalowych centrów zajmujących się konfekcjonowaniem preparatów w formie proszku [5].

Stabilność i koszty są dwoma głównymi czynnikami ograniczającymi stosowanie obecnie dostępnych preparatów fitaz. Idealna fitaza powinna zachowywać sta-

bilność podczas przechowywania i granulacji paszy [48, 34]. Wysokie temperatury wykorzystywane w tym procesie powodują denaturację białka i tym samym zmniejszają aktywność enzymu w produkcie końcowym [79, 65]. Stanowi to wyzwanie dla producentów preparatów, które muszą wytrzymać wysoką temperaturę powstającą podczas tego procesu. Przeprowadza się to na dwa sposoby, producenci starają się uzyskać termostabilne enzymy, zdolne wytrzymać przez kilkadziesiąt sekund w 90°C lub więcej w trakcie procesu pelletyzacji albo cząstki enzymu powleka się substancjami zapewniającymi stabilność preparatu w takich warunkach [10]. Jednak powłoki ochronne nie zapewniają kompletnego uwolnienia fitazy z granulek podczas przechodzenia enzymu przez układ pokarmowy zwierząt. Dlatego dobra powłoka powinna nie tylko chronić preparat przed wysokimi temperaturami, lecz również powinna szybko uwalniać enzym w górnej części przewodu pokarmowego w niskim pH, tak aby zapewnić mu efektywne optimum działania [10]. Inną metodą jest dodawanie preparatów fitaz w postaci granulatu lub płynu do gotowej paszy w procesie postgranulacyjnym [59]. Wymaga to jednak zakupu odpowiedniego do tego sprzętu, ponadto taka dystrybucja enzymu może być mniej efektywna. Preparat fitazy powinien być przechowywany w ciemnym, suchym i chłodnym miejscu. Warunki chłodnicze wydłużają jego trwałość, przy czym preparaty w postaci proszku są bardziej stabilne niż te w formie płynnej [34]. Większość fitaz pochodzących z roślin i mikroorganizmów zaczyna tracić swoją aktywność w temperaturze 50-60°C [48]. Niska termotolerancja jest głównym ograniczeniem w stosowaniu enzymów w żywieniu drobiu. Fitaza pochodząca z *A. fumigatus*, chociaż ma niską wartość temperatury maksymalnej 62,5°C, to jest w stanie po ochłodzeniu ponownie sfałdować się w pełni aktywną konformację [79]. Wyss i in. [78] nie zaobserwowali także wpływu efektu glikozylacji na termostabilność fitazy. Trwają obecnie badania mające na celu znalezienie termofilnych i hipertermofilnych organizmów zdolnych do syntezy termostabilnych enzymów, jak również trwają prace nad zwiększeniem tolerancji termicznej mezofilnych fitaz [21, 34].

Uważa się, że wole, a w mniejszym stopniu żołądek gruczołowy i żołądek mięśniowy są głównymi miejscami wykazywania aktywności przez egzogenne fitazy grzybowe u drobiu, ponieważ tamtejsze pH jest najbardziej dostosowane dla ich działania [58, 59], ponadto nieznaną aktywność obserwowano w jelicie cienkim [80]. Natomiast fitazy pochodzące z bakterii posiadają odmienne optima pH i charakteryzują się mniejszą podatnością na proteolizę, stąd wykazują wyższe aktywności w jelicie [46]. Schemat budowy układu pokarmowego kury domowej (*Gallus gallus domesticus*) i wartości pH w nich panujące przedstawiono na rysunku 1. Fitazy pochodzenia mikrobiologicznego wykazują stabilność w zakresie pH 3-8, natomiast roślinne pH 4-7,5, zapewnia to fitazom mikrobiologicznym lepsze funkcjonowanie w prze-

wodzie pokarmowym drobiu, gdzie pH zmienia się od około 5 w wolu, poprzez 2 w żołądku do około 7 w jelitach [7, 34, 72, 80]. Zmiany pH w trakcie wędrówki paszy przez przewód pokarmowy skutkują większą jonizacją cząsteczki kwasu fitynowego, a tym samym wzrasta jej zdolność do kompleksowania dwuwartościowych jonów metali, jak: Zn, Ca, Mg i Fe [39, 76]. Tym samym wyższe pH skutkuje spadkiem rozpuszczalności kompleksów i zmniejsza efektywność fitazy [1, 58]. Kompleksy kwasu fitynowego z minerałami są rozpuszczalne przy niskim pH (niższym niż 3,5), jakie panuje w żołądku, maksymalną nierozpuszczalność osiągają w zakresie od 4 do 7 pH, a takie warunki występują w jelitach, dlatego wszystko, co wpływa na pH przewodu pokarmowego, będzie zmieniać efektywność fitaz [1, 58].



**Rys. 1. Schemat budowy układu pokarmowego kury domowej (*Gallus gallus domesticus*); opracowanie własne [na podstawie 7, 72, 80]**

W odchodach przeżuwaczy nie obserwuje się znaczących ilości fosforanów inozytolu, co tłumaczy się tym, że rozkład fitynianów zachodzi u nich w pH neutralnym (korzystniejszym dla efektywnej degradacji) i w warunkach fermentacji beztlenowych, a także aktywnością fitaz roślinnych pochodzących z paszy [26, 34]. U zwierząt monogastrycznych fermentacja zachodzi w tylnej części przewodu pokarmowego, gdzie dociera już zakwaszona treść z żołądka, co może mieć znaczenie dla obecnej tam flory jelitowej, ponadto obecne w paszy fitazy mogły na tym etapie ulec już denaturacji [26]. Jakkolwiek, zależy to od pochodzenia enzymu, bakteryjna fitaza (AppA2) pochodząca z *E. coli* wykazuje większą aktywność w jelicie cienkim, niż ta pochodząca z *Peniophora lycii* [46], ponadto jest trzy do czterech razy bardziej efektywna niż grzybowa PhyA zarówno w żywieniu drobiu, jak i świń [2, 3], co prawdopodobnie wynika z większej wytrzymałości enzymu pochodzącego z *E. coli* na działanie enzymów proteolitycznych [65]. Oporność na działanie pepsyny, głównej proteazy działającej w żo-

ładku, jest pożądaną cechą efektywnej fitazy [34]. Fita-za AppA pochodząca z *E. coli* jest bardziej oporna na jej działanie niż fitazy pochodzenia grzybowego [23, 48, 55, 65], te z kolei są bardziej odporne na proteolizę niż fitazy pochodzące z roślin [48]. Nie tylko fitaza pochodząca z *E. coli* jest oporna na proteolizę, Kim i in. [31] opisali oporną na trawienie pepsyną i trypsyną fitazę pochodzącą z *Citrobacter braakii*.

Warto zaznaczyć, że inaktywacja lub degradacja fitazy w trakcie jej przechodzenia przez układ pokarmowy drobiu wyklucza jej potencjalnie szkodliwy efekt w postaci uwalniania rozpuszczalnego fosforu w trakcie przechowywania odchodów przed ich rozprowadzeniem na pola [34].

Zatem fitazy w paszy mogą ulegać inaktywacji pod wpływem jej przetwarzania w wysokiej temperaturze (pelletyzacja), przez niskie pH w górnym odcinku przewodu pokarmowego oraz w wyniku działania enzymów trawiennych [48, 77]. Dlatego prowadzone są badania nad modyfikacjami fitaz w celu polepszenia ich profilu pH, zwiększenia aktywności, termostabilności czy oporności na proteazy [44, 73]. Wykorzystuje się do tego metody biologii molekularnej, między innymi: modelowanie molekularne, ukierunkowaną ewolucję, zmasowaną mutagenezę w obrębie genu, czy ukierunkowaną mutagenezę i racjonalne projektowanie [34]. Na przykład Mullaney i in. [44] wykorzystując modelowanie molekularne miejsca specyficzności substratowej fitazy *A. niger* oraz porównywania sekwencji, opracowali rekombinowaną fitazę z substytucją lizyny w pozycji 300 na kwas glutaminowy, efektem, czego było zwiększenie aktywności właściwej enzymu przy pH 4-5.

Wyróżnia się cztery możliwe źródła fitaz, które mogą się znaleźć w przewodzie pokarmowym drobiu. Pierwsza to fitaza endogenna obecna w roślinnych składnikach paszy, druga to egzogenna fitaza mikrobiologiczna, wprowadzana do paszy, jako dodatek, trzecią stanowi fitaza produkowana i związana z błoną komórek rąbka szczoteczki jelita ptaka, natomiast czwarta to fitaza produkowana przez mikroflorę jelitową [1].

Pszenica, jęczmień, żyto i owies posiadają relatywnie wysoką aktywność endogennej fitazy [16, 64, 81], ponadto niektóre roślinne składniki mogą również posiadać aktywność fosfatazy kwaśnej [75], która jest w stanie hydrolizować niższe fosforany inozytoli (produkty niepełnej hydrolizy kwasu fitynowego). Dlatego poziom egzogennej fitazy mikrobiologicznej wprowadzanej do diety dla zwierząt monogastrycznych, może być zredukowany podczas stosowania zbóż z aktywną endogenną fitazą [9, 24]. W paszach opartych na kukurydzy, gdzie aktywność endogennej fitazy jest niewielka, podniesienie wartości paszy podczas stosowania fitazy jest wyższe niż w paszach opartych na jęczmieniu czy pszenicy [34]. Francesch i in. [19] wyznaczyli aktywność fitazy w paszy kukurydziano-sojowej na 0-26 U/kg, a w paszy na bazie jęczmienia na 119-416 U/kg. Jednak roślinne fitazy są mniej efektywne niż fitazy mikrobiologiczne,

ponieważ posiadają węższe i wyższe optimum pH [16], stąd niskie pH przedniej części przewodu pokarmowego może je całkowicie inaktywować, ponadto fitazy roślinne są bardziej podatne na działanie enzymów proteolitycznych [48], a także są bardziej termolabilne i ich aktywność można sprowadzić do zera, poddając paszę granulacji [28]. Wobec tego, różnorodność i niestabilność naturalnych fitaz, ogranicza wykorzystanie roślinnych składników pasz, jako niezawodnego źródła tego enzymu w paszy [1], jakkolwiek Oloffs i in. [45] wykazali, że fitaza pochodząca z pszenicy jest w stanie zwiększać wykorzystanie fosforu u niosek i brojlerów.

Co ciekawe hydroliza fitynianów u drobiu, może być również dokonywana przez fitazę generowaną przez komórki błony śluzowej jelita cienkiego [38]. Fitaza i fosfataza błony śluzowej jelita są często pomijane, jako mające niewielkie znaczenie, chociaż są zdolne do degradowania fitynianów. Jednak przy wysokim poziomie wapnia w jelitach ich wydajność maleje, co jest związane z wyższym pH tej części przewodu pokarmowego, w konsekwencji czego tworzą się nierozpuszczalne kompleksy wapnia z kwasem fitynowym [71, 76]. Natomiast zmniejszenie stężenia fosforu nieorganicznego dostarczanego w paszy skutkuje wzrostem aktywności jelitowej fitazy i fosfatazy [4, 59].

Bardzo niewiele publikacji dotyczy fitaz generowanych przez mikroflorę jelitową u drobiu. Kerr i in. [30] oznaczyli poziom  $IP_6$  (kwasu fitynowego) i innych fosforanów inozytoli w jelicie ślepym i stwierdzili, że ich niski poziom jest spowodowany działalnością mikroflory jelitowej. Marounek i in. [40] oznaczyli aktywność fitazy w różnych częściach przewodu pokarmowego niosek oraz brojlerów karmionych paszą bez dodatku fitazy egzogennej, najwyższe wartości zaobserwowali w jelicie ślepym, a w dalszej kolejności w jelicie cienkim. Natomiast Raghavendra i Halami [49] udało się wyizolować z jelita kurcząt bakterie kwasu mlekowego (*Pediococcus pentosaceus*) zdolne do hydrolizy fitynianów.

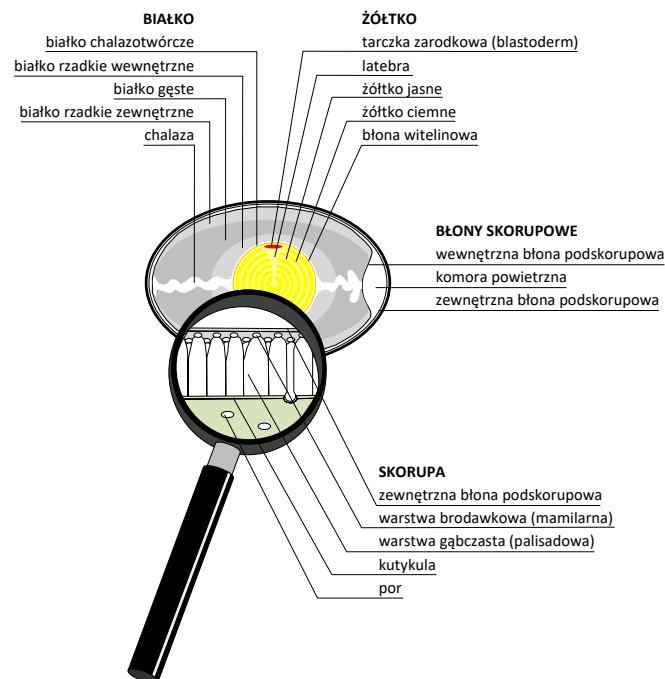
Istnieje wiele czynników modulujących efektywność suplementacji fitazą diet dla drobiu. Najbardziej stałym i prawdopodobnie najmocniejszym jest stosunek wapnia do fosforu. Uważa się, że dla drobiu powinien on wynosić 2:1 [18], jednak taki stosunek lub większy niekorzystnie wpływa na funkcjonowanie fitazy, w porównaniu ze stosunkiem 1:1 [71] co jest prawdopodobnie spowodowane wytrącaniem się soli fitynianu wapnia. Dlatego zaleca się stosowanie proporcji 1,2:1 (Ca/P) dla diet zawierających fitazę [34]. Wpływ wysokich koncentracji wapnia w paszy na pH przewodu pokarmowego może częściowo tłumaczyć szkodliwe działanie wysokich dawek wapnia na hydrolizę fitynianów [58]. Wzrost ilości Ca w paszy z 1,07 do 2,53% skutkowało wyższym pH w wolu (5,32 w stosunku do 4,89) i jelicie cienkim (7,39 w stosunku do 6,62) [61]. Z kolei Żyła i in. [84] zaobserwowali, że przy wysokim poziomie wapnia (3,6% w stosunku do 2,6%) w paszy, wprowadzającym nierównowagę w proporcji Ca:P typ zastosowanej fitazy



nie odgrywa roli w zmianie produktywności i jakości skorupy jaj u kur niosek. Van der Klis i in. [74] stwierdzili, że wzrost poziomu wapnia w paszy dla niosek z 3 do 4% skutkuje zmniejszeniem poziomu jelitowej degradacji fitynianów z 33 do 9%, natomiast po wprowadzeniu fitazy w dawce 500 FTU/kg wynosi odpowiednio 76 i 64%. Inhibujący efekt wapnia na hydrolizę fitynianów może być przewyższony poprzez zastosowanie silnego chelatora jak EDTA [39]. Summers [69] przedstawił wpływ poziomu wapnia i fosforu całkowitego na nieśność, pobranie paszy i śmiertelność u niosek. Przy niskim poziomie fosforu (tutaj 0,32%) i wysokim poziomie wapnia (4%) nieśność spadała do 28,6%, pobranie paszy do 80,3 g/kurę/dzień i śmiertelność wzrasta do 42,2%. Przy wysokim poziomie fosforu (0,72%) w paszy najwyższą nieśność i pobranie paszy obserwowano przy poziomie wapnia wynoszącym 3%, zarówno zmniejszenie, jak i zwiększenie zawartości wapnia w paszy powodowało zmniejszenie tych parametrów produkcyjnych, śmiertelność natomiast była podobna i wynosiła 3,1% [69]. Co-wieson i in. [14] stwierdza, że zmniejszenie podaży Ca w diecie jest skutecznym sposobem na zwiększenie rozpuszczalności fitynianu w jelicie, a tym samym na zwiększenie przydatności endogennej fosfatazy, która może współuczestniczyć w końcowym etapie hydrolizy fitynianu. Fitazy bowiem wykazują wysokie powinowactwo do kwasu fitynowego ( $IP_6$ ) oraz wyższych fosforanów inozytoli ( $IP_5$  oraz  $IP_4$ ), natomiast wolniej lub wcale nie hydrolizują niższych fosforanów inozytoli (głównie monofosforanów). Dodatkowa obecność niespecyficznych fosfataz oraz korzystne warunki (niskie pH, niskie stężenia wapnia i fosforu) sprzyjają całkowitej degradacji kwasu fitynowego do inozytoli i jonów fosforanowych [14, 84].

Na jakość skorupy jaj może mieć wpływ rasa i wiek niosek, proces wymiany upierzenia (linienia), czynniki żywieniowe, jak poziom wapnia, fosforu, witamin, jakość wody, ilość nieskrobiowych polisacharydów, dodatek enzymów, a także stres, choroby i system produkcji. Natomiast na jakość składników wewnętrznych jaja ma wpływ czas magazynowania, wiek i rasa niosek, proces linienia, żywienie i choroby [54]. Jakość skorupy mierzona jest za pomocą kilku parametrów: rozmiar jaja, masa, ciężar właściwy, kolor, siła pęknięcia, wytrzymałość, deformacje, grubość, gęstość oraz ultrastruktura skorupy. Jakość struktur wewnętrznych jaj ocenia się pod kątem koloru żółtka, integralności membran podskorupowych oraz błony witelinowej, a także jakości różnych typów białka [54]. Na rysunku 2 przedstawiono elementy strukturalne jaja. Wprowadzanie dużych ilości nieorganicznego fosforu do pasz suplementowanych fitazą może zmniejszać efektywność enzymu. Wielkość odpowiedzi na wprowadzoną do paszy fitazę, zależy od dawki i powinna być wyraźniejsza, wraz z jej wzrostem. W paszach o wyższym poziomie fosforu wzrastające stężenie fitazy nie musi generować zdecydowanej odpowiedzi [59]. W badaniach Cabahug i in. [8] obserwowano

jedynie niewielkie różnice pomiędzy dawkami 400 i 800 FTU/kg. Podobnie było w badaniach Ravindrana i in. [52], gdzie wykorzystano pasze zawierające 7,5 oraz 3,0 g/kg fosforu całkowitego i stosowano wzrastające dawki fitazy od 0 do 1000 FTU/kg, przy poziomie 750 FTU/kg osiągnięto plateau wskaźników produkcji (przyrostu masy, wykorzystania paszy).



**Rys. 2. Elementy strukturalne białka, żółtka, błon skorupowych i skorupy jaja kury domowej (*Gallus gallus domesticus*); opracowanie własne [na podstawie 27, 43, 54]**

Wprowadzanie dużych ilości nieorganicznego fosforu do pasz suplementowanych fitazą może zmniejszać efektywność enzymu. W badaniach Cabahug i in. [8] oraz Ravindrana i in. [50] obserwowano jedynie niewielkie różnice pomiędzy dawkami 400 i 800 FTU/kg. Wyniki te wskazują, że wzrastający poziom fosforu w diecie hamuje efektywność działania wyższych dawek fitazy. Przyczyną tego zjawiska może być efekt hamowania przez produkt – nieorganiczny fosforan, jako końcowy produkt reakcji hydrolizy fitynianu może silnie inhibować aktywność katalityczną fitazy [22, 35]. Żyła [83] twierdzi, że interakcja fitazy z fosforanami nieorganicznymi oraz niecałkowita defosforylacja fitynianów są podstawowymi czynnikami ograniczającymi efektywność fitazy dodawanej do mieszanek dla drobiu. Innym wyjaśnieniem może być fakt, że wzrastający poziom uwalnianego przez fitazę fosforu może powodować nierównowagę pomiędzy ilością wapnia i fosforu w przewodzie pokarmowym drobiu [59]. Istnieje jeszcze trzecia możliwość, a mianowicie wysokie dawki fitazy mogą modyfikować efektywną dietetyczną równowagę elektrolitów (DEB – dietary electrolyte balance), ponieważ fitynian i fitaza wpływają na sekrecję sodu do światła jelita, w celu zbuforowania

tej polianionowej molekule [12, 51]. Tym samym oddziaływanie fitynian-fitazy mogą wpływać na równowagę kwasowo-zasadową i upośledzać mechanizm kotransportu zależny od sodu, który jest zaangażowany w pobieranie glukozy i aminokwasów u ptaków [20]. Odpowiedź zwierząt na zastosowane dawki fitazy monitoruje się poprzez przyrost masy ciała, absorpcję fosforu, koncentrację fosforanów w osoczu, aktywność alkalicznej fosfatazy osocza, popiół w kośćcu i wytrzymałość kości na złamanie [34]. Wyższe niż standardowe dawki fitazy powinny wpływać korzystnie na te parametry, jednak wymaga to zmian w formułowaniu pasz pod kątem optymalizacji zawartości fosforu, wapnia i prawdopodobnie innych czynników [59].

Uważa się, że suplementacja pasz dla drobiu mikrobiologiczną fitazą, zwiększa wykorzystanie fosforu fitynowego o 20 do 45% [37]. Z drugiej strony szacuje się, że dostępne na rynku fitazy są zdolne do uwolnienia w przybliżeniu 40% fosforu fitynowego z komercyjnie stosowanych pasz w żywieniu niosek. Lei i Stahl [35] wykazali, że dodatek fitazy mikrobiologicznej na poziomie 300-1000 jednostek/kg w paszy zwiększa biodostępność fosforu o 10-35%. Natomiast Leske i Coon [36] dowiedli, że u niosek żywionych paszą sojową z dodatkiem 600 FTU fitazy/kg wzrastała hydroliza kwasu fitynowego o 36,7%, a biodostępność fosforu o 16,6%, natomiast w przypadku paszy kukurydzianej odpowiednio o 29% i 16,1%. Niemniej jednak na strawność całkowitego fosforu czy fitynianów ze składników pasz może wpływać kompozycja diety, wiek zwierząt, poziom fosforu w diecie, czy endogenne wydzielanie fosforu [34, 63]. Ogólne oszacowanie jest takie, że wprowadzenie do diety dawki 300-600 jednostek fitazy na kg paszy dla drobiu, skutkuje uwolnieniem 0,8 g strawnego fosforu i zastępuje od 1,0 lub 1,3 g odpowiednio mono- i diwapnia fosforanów [15, 17, 34]. W żywieniu brojlerów 650-750 FTU fitazy/kg paszy jest ekwiwalentem 1 g fosforu nieorganicznego [57]. Z kolei Scholey i in. [56] w swojej pracy stwierdzili, że 1000 jednostek fitazy stanowi minimalną dawkę wymaganą do zaspokojenia całkowitego zapotrzebowania na fosfor w dietach brojlerów o niskiej zawartości nieorganicznego fosforu. Ich wyniki potwierdziły pozytywny wpływ fitaz na wydajność wzrostu i mineralizację kości. Uważa się, że całkowite zapotrzebowanie brojlerów na fosfor nieorganiczny wynosi 4,5 g/kg paszy, z czego fitazą można zastąpić 1-1,2 g P/kg [83]. Jednak na „fitazowy” ekwiwalent fosforu nieorganicznego wywiera wpływ: stan fizjologiczny, wiek (pisklą czy dorosły ptak), sposób utrzymania (klatkowy, wolnowybiegowy), zachowanie ptaków (np. koprofagia), a także biochemiczne właściwości enzymu oraz wskaźniki żywieniowe i parametry wybrane do oceny dostępności fosforu i efektywności fitazy [2, 3, 17].

Spośród pozostałych czynników modulujących efektywność suplementacji fitazą należy wymienić pochodne witaminy D oraz kwasy organiczne. Witamina D<sub>3</sub> (cholekalcyferol) zapewnia aktywny transport jonów Ca<sup>2+</sup>

przez nabłonek jelitowy i utrzymuje optymalną zawartość tego makroelementu we krwi [70]. U kur będących w końcowej fazie nieśności, może dochodzić do upośledzenia funkcjonowania wątroby i w konsekwencji do zaburzeń w powstawaniu aktywnych form witaminy D<sub>3</sub>. U niosek mogą wówczas występować objawy osteoporozy i pogorszenia jakości skorup jaj, natomiast u brojlerów objawy krzywicy i dyschondroplazji kości piszczelowej [70]. Zaobserwowano pozytywny efekt suplementowania pochodnymi witaminy D na stopień wykorzystania fosforu całkowitego, fosforu fitynowego, wapnia, cynku i manganu przez drób karmiony paszą z dodatkiem fitazy [6]. Witamina D oddziałuje synergistycznie z fitazą, zmieniając retencję wapnia i fosforu u drobiu [1, 6, 67]. Natomiast suplementacja diety drobiu, zawierającej fitazę, krótkołańcuchowymi kwasami organicznymi, jak: kwas mrówkowy, mlekowy, czy cytrynowy zwiększa dzienny przyrost, efektywność wykorzystania paszy, widoczną całkowitą strawność materii organicznej oraz retencję fosforu, wapnia i magnezu. Efekt ten tłumaczy się zmniejszeniem pH treści żołądka oraz spowolnieniem jego opróżniania i podobnie jak suplementacja witaminą D ma charakter addytywny (synergistyczny) wraz z fitazą na wykorzystanie składników odżywczych [24, 67].

W badaniach wielu autorów nie zaobserwowano natomiast występowania efektu synergistycznego podczas stosowania kombinacji różnych mikrobiologicznych fitaz, chociaż enzymy te posiadały odmienne optima pH, różne powinowactwo do substratu, odmienną oporność na proteolizę oraz rozpoczynały hydrolizę od innej pozycji grup fosforanowych w cząsteczce IP<sub>6</sub> i powinny działać komplementarnie [3, 34, 68]. Natomiast suplementacja kombinacją fitazy i innych enzymów jak amylazy i proteazy pozwala na zwiększenie wykorzystania składników odżywczych z paszy [13, 82, 83]. Strategia ta opiera się na założeniu, że jeśli kwas fitynowy może być uwolniony z kompleksów obejmujących różne komponenty tkanek roślinnych (białek, polisacharydów, minerałów), jego rozpuszczalność musi być zwiększona w warunkach pH panujących w jelicie i defosforylacja kwasu fitynowego może być ukończona w warunkach ograniczonych przez czas i pH przewodu pokarmowego ptaka [83]. Na przykład kombinacja ksylanazy, glukanazy lub glikozydazy z fitazą wykazała addytywny efekt na strawność fitynianów i wzrost brojlerów, natomiast kwaśna proteaza i celulaza przyczyniają się do defosforylacji kwasu fitynowego [82, 85]. Tym samym wykazano, że zastosowanie koktajli enzymatycznych umożliwia uzyskiwanie najwyższych, znanych w literaturze, wartości retencji fosforu u drobiu 72-80% [83].

Uważa się, że czas przebywania treści w jelitach, pH i enzymy trawienne w układzie pokarmowym drobiu uniemożliwiają kompletną defosforylację kwasu fitynowego do *mio*-inozytolu i fosforanu. Ocena stopnia hydrolizy kwasu fitynowego przez fitazy w trakcie jego wędrówki poprzez układ pokarmowy wskazuje, że nie ule-

ga on zwykle całkowitej hydrolizie, część fitynianów pozostaje nienaruszona, jako heksakisfosforan *mio*-inozytolu ( $IP_6$ ) oraz niewielka ilość, jako niższe fosforany *mio*-inozytolu [59]. Niższe fosforany inozytolu wykazują niższą siłę wiązania kationów dwuwartościowych [47] i mniejsze lub brak ( $IP_1$  i  $IP_2$ ) możliwości inhibowania aktywności pepsyny [32]. Obecnie egzogenne fitazy hydrolizują mniej niż 35% fitynianów dostarczanych w paszy, istnieje, więc duży zakres rozwoju nowych strategii pozwalających na zwiększenie poziomu degradacji fosforu fitynowego u drobiu [59]. Ilość zdefosforylowanej paszy wyraża się poprzez poziom defosforylacji, który definiuje się, jako procent całkowitego fosforu usuwanego z paszy, natomiast miarą przetworzenia kwasu fitynowego jest stopień konwersji wyrażony jako procent całkowitego *mio*-inozytolu uwolnionego z paszy [84, 85]. Stopień konwersji może być efektywnie stymulowany przez dodatek fitazy typu PhyB (kwaśna fosfataza), podczas gdy poziom defosforylacji jest modyfikowany przez fitazy typu PhyA, kwasy organiczne lub oba te czynniki. Cząsteczki heksakisfosforanu *mio*-inozytolu, nie są jedynie czynnikiem chelatującym, którego antyodżywcze właściwości mogą być zredukowane przez fitazy, ale również są źródłem *mio*-inozytolu i niższych fosforanów *mio*-inozytolu [84]. Do usunięcia pozostałych grup fosforanowych zdolna jest właśnie fitaza PhyB, jednak jest to enzym mniej specyficzny i rozpoczynający reakcję hydrolizy fitynianów w niskim pH. Współdziałanie dwóch typów fitaz potencjalnie umożliwia pełną hydrolizę cząsteczki kwasu fitynowego, uwalniając wszystkie grupy fosforanowe oraz *mio*-inozytol. Żyła i in. [83] dzięki zastosowaniu kombinacji fitazy i kwaśnej fosfatazy (PhyB) w pszenno-sojowej paszy dla brojlerów mogli całkowicie wyeliminować z diety fosforan diwapnia. Takie warunki zapewniły w trakcie 43-dniowego eksperymentu, 45% redukcję ilości fosforu w odchodach. Innym podejściem jest stosowanie tzw. super dawek fitazy, Simons i in. [66] dzięki zastosowaniu dawki 1500 FTU/kg uzyskali redukcję fosforu w odchodach brojlerów o 61% w stosunku do grupy kontrolnej.

Należy jeszcze zadać sobie pytanie, jakiego rodzaju fosfor jest wydalany przez zwierzęta. McGrath i in. [41] wskazuje, że fosfor fitynianowy stanowi około 57% fosforu całkowitego w odchodach brojlerów karmionych paszą bez dodatku enzymów i 50% u tych ptaków, którym wprowadzono do paszy fitazę. Z kolei Miles i in. [42] przytacza wyniki, z których wynika, że suplementacja fitazą paszy kukurydziano-sojowej redukuje poziom fosforu całkowitego w odchodach brojlerów, jednak jednocześnie zwiększa frakcję fosforu rozpuszczalnego (z 2,17 g/kg do 2,85 g/kg). Odmiennie wyniki uzyskali Applegate i in. [2] – redukcja fosforu całkowitego w świeżych ekskrementach brojlerów dochodziła do 32%, a fosforu rozpuszczalnego do 43%, jednak należy zaznaczyć, że w tych badaniach poziom fosforu całkowitego w paszy był niższy, niż u Miles'a i in. [42]. Różnice w dostępności fosforu fitynowego obserwowane w różnych pracach

mogą być efektem różnic w metodologiach badawczych, składnikach diety, przetwarzaniu paszy, metodach analitycznych, wieku, gatunku, rasy i sposobie prowadzenia hodowli [1].

Podsumowując, można stwierdzić, że każda redukcja w ilości fosforu wydalanego przez zwierzęta jest korzystna zarówno dla środowiska, jak i dla hodowli. Wykorzystanie mikrobiologicznych fitaz w żywieniu drobiu przynosi bardzo istotną redukcję w ilości fosforu wydalanego w odchodach [33, 59]. W ciągu ostatnich trzydziestu lat wzrastało wykorzystanie fitaz mikrobiologicznych w żywieniu drobiu, co skutkowało wzrastającą liczbą publikacji dostarczających bieżących informacji i przedstawiających wiele nowych enzymów o aktywności fitazy. Niemniej wiele podstawowych kwestii dotyczących fitynianów i fitaz pozostaje do wyjaśnienia. Wykorzystanie tych enzymów przyczynia się w poważnym stopniu do redukcji zużycia paszy i zmniejszenia kosztów produkcji, w czasach, gdy ceny komponentów pasz są wysokie. Obecnie, gdy znaczna część zbiorów kukurydzy w USA jest przetwarzana na etanol, wzrasta zapotrzebowanie na zboża w Chinach i Indiach, a anomalie pogodowe niszczą lub zmniejszają zbiory w Europie, Australii i obu Amerykach, znaczenie stosowania fitaz i innych enzymów w żywieniu drobiu, będzie wzrastać.

**Literatura:** 1. Angel R., Tamim N.M., Applegate T.J., Dhandu A.S., Ellestad L.E., 2002 – Phytic acid chemistry: influence on phytin-phosphorus availability and phytase efficacy. *Journal of Applied Poultry Research* 11, 471-480. 2. Applegate T.J., Webe D. M., Lei X.G., 2003 – Efficacy of a phytase derived from *Escherichia coli* and expressed in yeast on phosphorus utilization and bone mineralization in turkey poult. *Poultry Science* 82, 1726-1732. 3. Augspurger N.R., Webel D.M., Le X.G., Baker D.H., 2003 – Efficacy of an *E. coli* phytase expressed in yeast for releasing phytate-bound phosphorus in young chicks and pigs. *Journal of Animal Science* 81, 474-483. 4. Ballam G.C., Nelson T.S., Kirby L.K., 1985 – Effect of different levels of calcium and phosphorus on phytate hydrolysis by chicks. *Nutrition Reports International* 32, 909-913. 5. Baur X., Melching-Kollmuss S., Koops F., Straaburger K., Zober A., 2002 – IgE-mediated allergy to phytase a new animal feed additive. *Allergy* 57, 943-945. 6. Biehl R.R., Baker D.H., Delucca H.F., 1995 – 1- $\alpha$ -hydroxylated cholecalciferol compounds act additively with microbial phytase to improve phosphorus, zinc and manganese utilization in chicks fed soy-based diets. *The Journal of Nutrition* 125, 2407-2416. 7. Blair R., 2008 – Nutrition and feeding of organic poultry. CAB International, Oxfordshire, United Kingdom. 8. Cabahug S., Ravindran V., Selle P.H., Bryden W.L., 1999 – Response of broiler chickens to microbial phytase supplementation as influenced by dietary phytic acid and non-phytate phosphorus levels. Effects on bird performance and toe ash content. *British Poultry Science* 40, 660-666. 9. Carlson D. Poulsen D.H., 2003 – Phytate degradation in soaked and fermented liquid feed-effect of diet, time of soaking, heat treatment, phytase activity, pH and temperature. *Animal Feed Science and Technology* 103, 141-154. 10. Clark E., 2009 – Enzymes market heats up. *Feed International*, April 2009. 11. Costa F. G.P., Goulart C.C., Figueierdo D.F., Oliveira C.F.S., Silva J.H.V., 2008 – Economic and environmental impact of using exogenous enzymes on poultry



feeding. *International Journal of Poultry Science* 7(4): 311-314.

**12. Cowieson, A. J., Acamovic, T., Bedford, M. R.,** 2004 – The effect of phytase and phytic acid on the loss endogenous amino acids and minerals from broiler chickens. *British Poultry Science* 45, 101-108. **13. Cowieson, A. J., Adeola, O.,** 2005 – Carbohydrases, protease, and phytase have an additive beneficial effect in nutritionally marginal diets for broiler chicks. *Poultry Science* 85, 1860-1867. **14. Cowieson A.J. Ruckebusch J.P., Knap I., Guggenbuhl P., Fru-Nji F.,** 2016 – Phytate-freenutrition: A new paradigm in monogastric animal production. *Animal Feed Science and Technology* 222, 180-189. **15. Dailin, D.J., Hanapi S.Z., Elsayed E.A., Sukmawati D., Azelee N.I.W., Eyahmalay J., Siwapiragam V., Enshasy H.L.,** 2019 – Fungal Phytases: Biotechnological Applications in Food and Feed Industries. In: Yadav, A., Singh, S., Mishra, S., Gupta, A. (eds) *Recent Advancement in White Biotechnology Through Fungi. Fungal Biology.* Springer, Cham. **16. Eeckhout W., De Paepe M.,** 1994 – Total phosphorus, phytate-phosphorus and phytase activity in plant feed-stuffs. *Animal Feed Science and Technology* 47, 19-29. **17. Esteve-Garcia E., Perez-Vendrell A. M., Broz J.,** 2005 – Phosphorus equivalence of a consensus phytase produced by *Hansenula polymorpha* in diets for young turkeys. *Archives of Animal Nutrition.* 59, 53-59. **18. Fleming H.R.,** 2008 – Nutritional factors affecting poultry bone health. *The Proceedings of the Nutrition Society* 67, 177-183. **19. Francesch M., Broz J., Brufau J.,** 2005 – Effects of an experimental phytase on performance, egg quality, tibia ash content and phosphorus bioavailability in laying hens fed on maize- or barley-based diets. *British Poultry Science* 46(3): 340-348. **20. Gal-Garber O., Mabjeesh S.J., Sklan D., Uni Z.,** 2003 – Nutrient transport in the small intestine: Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup> -ATPase expression and activity in the small intestine of the chicken as influenced by dietary sodium. *Poultry Science* 82, 1127-1133. **21. Garrett J.B., Kretz K.A., O'Donoghue E., Kerovuo J., Kim W., Barton N.R., Hazlewood G.P., Short J.M., Robertson D.E., Gray K.A.,** 2004 – Enhancing the thermal tolerance and gastric performance of a microbial phytase for use as a phosphate-mobilizing monogastric-feed supplement. *Applied and Environmental Microbiology* 70(5): 3041-3046. **22. Greiner R., Konietzny U., Jany K.-D.,** 1993 – Purification and characterization of two phytases from *Escherichia coli*. *Archives of Biochemistry and Biophysics* 303, 107-113. **23. Golovan S.P., Wang G.R., Zhang J., Forsberg C.W.,** 2000 – Characterization and over production of the *Escherichia coli* appA encoded bifunctional enzyme that exhibits both phytase and acid phosphatase activities. *Canadian Journal of Microbiology* 46, 59-71. **24. Han Y.M., Roneker K.R., Pond W.G., Lei X.G.,** 1998 – Adding wheat middlings, microbial phytase, and citric acid to corn-soybean meal diets for growing pigs may replace inorganic phosphorus supplementation. *Journal of Animal Science* 76, 2649-2656. **25. Handa V., Sharma D., Kaur A., Arya S.K.,** 2020 – Biotechnological applications of microbial phytase and phytic acid in food and feed industries. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology* 25, 101600. **26. Hill J.E., Richardson A.E.,** 2007 – Isolation and assessment of microorganisms that utilize phytate. [w]: *Inositol phosphates – linking agriculture and the environment.* red. Turner, B. L., Richardson, A. E., Mullaney, E. J., CABI, London, UK, Washington DC, USA. **27. Hunton P.,** 2005 – Research on eggshell structure and quality: an historical overview. *Brazilian Journal of Poultry Science* 7(2): 67-71. **28. Jongbloed A.W., Kemme P.A.,** 1990 – Effect of pelleting mixed feeds on phytase activity and apparent absorbability of phosphorus and calcium in pigs. *Animal Feed Science and Technology* 28, 233-242. **29. Joudaki H., Aria N., Moravej R., RezaeiYazdi M., Emami-Karvani Z., Hamblin MR.,** 2023 – Microbial Phytases: Properties and Applications in the Food Industry. *Current microbiology* 17, 80(12): 374. **30. Kerr M.J., Classen H.L., Newkirk R.W.,** 2000 – The effect of gastrointestinal tract micro-flora and dietary phytase on inositolhexaphosphate hydrolysis in the chicken. *Poultry Science* 79 (Suppl. 1). **31. Kim H., Kim Y., Lee J., Kim K., Kim Y.,** 2003 – Isolation and characterization of phytase with improved properties from *Citrobacter braakii*. *Biotechnology Letters* 25, 1231-1234. **32. Knuckles B.E., Kuzmicky D.D., Gumbmann M.R., Betschart A.A.,** 1989 – Effect of *myo*-inositolphosphate esters on *in vitro* and *in vivo* digestion of protein. *Journal of Food Science* 54, 1348-1350. **33. Kornegay E. T., Denbow D.M., Yi Z., Ravindran V.,** 1996 – Response of broilers to graded levels of microbial phytase added to maize-soyabean-meal-based diets containing three levels of non-phytate phosphorus. *British Journal of Nutrition* 75, 839-852. **34. Lei X.G., Porres J.M., Mullaney E.J., Brinch-Pedersen H.,** 2007 – Phytase: Source, Structure and Application. w: *Industrial Enzymes – structure, functions and applications,* red. Polaina, J., MacCabe, A. P., Springer, Dordrecht, The Netherlands. **35. Lei X.G., Stahl C.H.,** 2000 – Nutritional benefits of phytase and dietary determinants of its efficacy. *Journal of Applied Animal Research* 17, 97-112 **36. Leske KL., Coon C.N.,** 1999 – A bioassay to determine the effect of phytase on phytate phosphorus hydrolysis and total phosphorus retention of feed ingredients as determined with broilers and layinghens. *Poultry Science* 78, 1151-1157. **37. Maenz D.D.,** 2001 – Enzymatic characteristics of phytases as they relate to their use in animal feed. [w]: *Enzymes in farm animal nutrition.* red. Bedford, M. R. and Partridge, G. G., CABI Publishing, Wallington, United Kingdom. **38. Maenz D.D., Classen H.L.,** 1998 – Phytase activity in the small intestinal brush border membrane of the chicken. *Poultry Science* 77, 557-563. **39. Maenz D.D., Engele-Schaan C.M., Newkirk R.W., Classen H.L.,** 1999 – The effect of minerals and mineral chelators on the formation of phytase-resistant and phytase-susceptible forms of phytic acid in solution and in a slurry of canola meal. *Animal Feed Science and Technology* 81, 177-192. **40. Marounek M., Skřivan M., Rosero O., Rop O.,** 2010 – Intestinal and total tract phytate digestibility and phytase activity in the digestive tract of hens fed a wheat-maize-soyabean diet. *Journal of Animal and Feed Sciences* 19, 430-439. **41. McGrath J.M., Sims J.T., Maguire R.O., Saylor W.W., Angel C.R., Turner B.L.,** 2005 – Broiler diet modification and litter storage: impacts on phosphorus in litters, soils and runoff. *Journal of Environmental Quality* 34, 1896-1909. **42. Miles D.M., Moore P.A., Smith D.R., Rice D.W., Stillborn H.L., Rowe D.R., Lott B.D., Branton S.L. Simmons J.D.,** 2003 – Total and water-soluble phosphorus in broiler litter over three flocks with alum litter treatment and dietary inclusion of high available phosphorus corn and phytase supplementation. *Poultry Science* 82, 1544-1549. **43. Mine Y.,** 2008 – Egg Bioscience and Biotechnology. John Wiley & Sons Inc., Hoboken, New Jersey, USA. **44. Mullaney E.J., Daly C.B., Kim T., Porres J.M., Lei X.G., Sethumadhavan K., Ullah A.H.J.,** 2002 – Site-directed mutagenesis of *Aspergillus niger* NRRL 3135 phytase at residue 300 to enhance catalysis at 4.0. *Biochemical and Biophysical Research Communications* 297, 1016-1020. **45. Oloffs K., Cossa J., Jeroch H.,** 2000 – The importance of native phytase activity in wheat on phosphorus utilization in broilers and layinghens. *Archiv für Geflügelkunde* 64,

- 157-191. **46. Onyango E.M., Bedford M.R., Adeola O.**, 2005 – Phytase activity along the digestive tract of the broiler chick: a comparative study of an *Escherichia coli* – derived and *Peniophoralycii* phytase. *Canadian Journal of Animal Science* 85, 61-68. **47. Persson H., Turk M., Nyman M., Sandberg A.-S.**, 1998 – Binding of Cu<sup>2+</sup>, Zn<sup>2+</sup>, and Cd<sup>2+</sup> to inositol tri-, tetra-, penta-, and hexaphosphates. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 46, 3194-3200. **48. Phillippy B.Q.**, 2001 – Stability of plant and microbial phytases. [w:] *Food Phytates*. red. Reddy, N. R. and Sathe, S. K., CRC Press, Boca Raton, Florida, USA. **49. Raghavendra P., Halami P.M.**, 2009 – Screening, selection and characterization of phytic acid degrading lactic acid bacteria from chicken intestine. *International Journal of Food Microbiology* 133, 129-134. **50. Ravindran V., Cabahug S., Ravindran G., Selle P.H., Bryden W.L.**, 2000 – Response of broiler chickens to microbial phytase supplementation as influenced by dietary phytic acid and non-phytate phosphorus levels. Effects on apparent metabolisable energy, nutrient digestibility and nutrient retention. *British Poultry Science* 41, 193-200. **51. Ravindran V., Cowieson A.J., Selle P.H.**, 2008 – Influence of dietary electrolyte balance and microbial phytase on growth performance, nutrient utilization, and excreta quality of broiler chickens. *Poultry Science* 87, 677-688. **52. Ravindran V., Selle P.H., Ravindran G., Morel P.C.H., Kies A.K., Bryden W.L.**, 2001 – Microbial phytase improves performance, apparent metabolisable energy and ileal amino acid digestibility of broilers fed a lysine-deficient diet. *Poultry Science* 80, 338-344. **53. Rizwanuddin S., Kumar V., Naik B., Singh P., Mishra S., Rustagi S., Kumar V.**, 2023 – Microbial phytase: their sources, production, and role in the enhancement of nutritional aspects of food and feed additives. *Journal of Agriculture and Food Research* 12, 100559. **54. Roberts J.**, 2004 – Factors affecting egg internal quality and egg shell quality in laying hens. *The Journal of Poultry Science* 41, 161-177. **55. Rodriguez E., Porres J.M., Han Y., Lei X.G.**, 1999 – Different sensitivity of recombinant *Aspergillus niger* phytase (r-PhyA) and *Escherichia coli* pH 2,5 acid phosphatase (r-AppA) to trypsin and pepsin *in vitro*. *Archives of Biochemistry and Biophysics* 365(2): 262-267. **56. Scholey D., Morgan N., Riemensperger A., Hardy R., Burton E.**, 2018 – Effect of supplementation of phytase to diet slow in organic phosphorus on growth performance and mineralization of broilers. *Poultry Science* 97(7): 2435-2440. **57. Schöner F.J., Hoppe P.P.**, 2002 – The effects of phytase in poultry nutrition. w: *Poultry feed stuffs: supply, composition and nutritive value*. *Poultry Science Symposium Series* 26, red. McNab J.M., Boorman K.N., CABI, New York, USA. **58. Selle P.H., Cowieson A.J., Ravindran V.**, 2009 – Consequences of calcium interactions with phytate and phytase for poultry and pigs. *Livestock Science* 124, 126-141. **59. Selle P.H., Ravindran V.**, 2007 – Microbial phytase in poultry nutrition. *Animal Feed Science and Technology* 135, 1-41. **60. Selle P.H., Ravindran V., Pittolo P.H., Bryden W.L.**, 2003 – Effects of phytase supplementation of diets with two tiers of nutrient specifications on growth performance and protein efficiency ratios of broiler chickens. *Asian-Australasian Journal of Animal Sciences* 16, 1158-1164. **61. Shafey T.M., McDonald M.W., Dingle J.G.**, 1991 – Effects of dietary Ca and available phosphorus on digesta pH and on the availability of Ca, iron, magnesium and zinc from the intestinal contents of meat chicken. *British Poultry Science* 32, 185-194. **62. Shane M.**, 2010 – Dietary additives for egg-producing flocks. *Egg Industry*, September 2010. **63. Shen Y., Fan M.Z., Ajakaiye A., Archbold T.**, 2002 – Use of regression analysis technique to determine the true phosphorus digestibility and the endogenous phosphorus output associated with corn in growing pigs. *The Journal of Nutrition* 132, 1199-1206. **64. Shen Y., Yin Y., Chavez E.R., Fan M.Z.**, 2005 – Methodological aspects of measuring phytase activity and phytate phosphorus content in selected cereal grains and digesta and feces of pigs. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 53, 853-859. **65. Simon O., Igbasan F.**, 2002 – *In vitro* properties of phytases from various microbial origins. *International Journal of Food Science & Technology* 37(7): 813-822. **66. Simons P.C.M., Versteegh H.A.J., Jongbloed A.W., Kemme P.A., Slump P., Bos K.D., Wolters M.G.E. Beudeker R.F., Verschoor G.J.**, 1990 – Improvement of phosphorus availability by microbial phytase in broilers and pigs. *The British Journal of Nutrition* 64, 525-540. **67. Snow J.L., Baker D.H., Parsons C.M.**, 2004 – Phytase, citric acid, and 1 $\alpha$ -hydroxycholecalciferol improve phytate phosphorus utilization in chicks fed a corn-soybean meal diet. *Poultry Science* 83, 1187-1192. **68. Stahl C.H., Roneker K.R., Pond W.G., Lei X.G.**, 2004 – Effects of combining three fungal phytases with bacterial phytase in plasma phosphorus status of weanling pigs fed a corn-soy diet. *Journal of Animal Science* 82, 1725-1731. **69. Summers J. D.**, 1997 – Precision phosphorus nutrition. *Journal of Applied Poultry Research* 6, 495-500. **70. Świątkiewicz S., Świątkiewicz M.**, 2009 – Wpływ wybranych dodatków paszowych na gospodarkę mineralną u drobiu. *Medycyna Weterynaryjna* 65(1): 25-28. **71. Tamin N.M., Angel R., Christman M.**, 2004 – Influence of dietary calcium and phytase on phytatephosphorus hydrolysis in broiler chickens. *Poultry Science* 83, 1358-1367. **72. Tully T.N., Dorrestein G.M., Jones A.K.**, 2000 – *Handbook of avian medicine*. Butterworth-Heinemann, Oxford, United Kingdom. **73. Tom-schy A., Brugger R., Lehmann M., Svendsen A., Vogel K., Kostrewa D., Lassen S.F., Burger D., Kronenberger A., Van Loon A.P.G.M., Pasamontes L., Wyss M.**, 2002 – Engineering of phytase for improved activity at low pH. *Applied and Environmental Microbiology* 68, 1907-1913. **74. Van Der Klis J.D., Versteegh H.A.J., Simons P.C.M., Kies A.K.**, 1997 – The efficacy of phytase in corn-soybean meal-based diets for laying hens. *Poultry Science* 76, 1535-1542. **75. Viveros A., Centeno C., Brenes A., Canales R., Lozano A.**, 2000 – Phytase and acid phosphatase activities in plant feed stuffs. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 48, 4009-4013. **76. Wise A.**, 1983 – Dietary factors determining the biological activity of phytases. *Nutrition Abstracts and Reviews in Clinical Nutrition (Section B)* 53, 791-806. **77. Wodzinski R.J., Ullah A.H.J.**, 1996 – Phytase. *Advances in Applied Microbiology* 42, 263-302. **78. Wyss M., Pasamontes L., Friedlein A., Remy R., Tessier M., Kronenberger A., Middendorf A., Lehmann M., Schnoebelen L., Rothlisberger U., Kuszniir E., Wahl G., Muller F., Lahm H.-W., Vogel K., Van Loon A.P.G.M.**, 1999 – Biophysical characterization of fungal phytases (*myo*-inositol hexakisphosphate phosphohydrolases): molecular size, glycosylation pattern, and engineering of proteolytic resistance. *Applied and Environmental Microbiology* 65(2): 359-366. **79. Wyss M., Pasamontes L., Rémy R., Kohler J., Kuszniir E., Gadiant M., Müller F., Loon A.P.G.M.**, 1998 – Comparison of the thermostability properties of three acid phosphatases from molds: *Aspergillus fumigatus* phytase, *A. niger* phytase, and *A. niger* pH 2,5 acid phosphatase. *Applied and Environmental Microbiology* 64(11): 4446-4451. **80. Yu B., Jan Y.C., Chung T.K., Lee T.T., Chiou P.W.S.**, 2004 – Exogenous phytase activity in the gastrointestinal tract of broiler chickens. *Animal Feed Science and Technology* 117, 295-303. **81. Zimmermann B.**



Lantzsch H.J., Langbein U., Drochner W., 2002 – Determination of phytase activity in cereal grains by direct incubation. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition* 86, 347-352. **82. Żyła K., Gogol D., Koreleski J., Świątkiewicz S., Ledoux D.R.**, 1999 – Simultaneous application of phytase and xylanase to broiler feeds based on wheat: feeding experiment with growing broilers. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 79, 1841-1848. **83. Żyła K., Koreleski J., Świątkiewicz S., Ledoux D. R., Piironen, J.**, 2001 – Influence of supplemental enzymes on the performance and phosphorus excretion

of broilers fed wheat-based diets to 6 weeks of age. *Animal Feed Science and Technology* 89, 113-118. **84. Żyła K., Mika M., Koreleski J., Świątkiewicz S.**, 2005 – Degree of phytate conversion and type of phytase A modify production parameters and egg shell quality in laying hens. *Journal of Animal and Feed Sciences* 14(1): 515-518. **85. Żyła K., Mika M., Stodolak B., Wikiera A., Koreleski J., Świątkiewicz S.**, 2004 – Towards complete dephosphorylation and total conversion of phytates in poultry feeds. *Poultry Science* 83, 1175-1186.

## Phytases in poultry nutrition

Łukasz Byczyński

### Summary

Phytases are a feed additive that breaks down indigestible phytate, thereby increasing the availability of phosphorus, divalent metals (e.g.  $Mg^{2+}$ ,  $Ca^{2+}$ , and  $Fe^{2+}$ ), and protein for animals. These enzymes were first used in poultry diets in the early 1990s. After years of research and practice, they have gained recognition, contributing to improved production parameters and reduced costs as well as helping to reduce environmental pollution.

**KEY WORDS:** phytase, phosphorus, inositol phosphates, poultry

# Problemy związane z obecnością dzika europejskiego na terenach zurbanizowanych na przykładzie miasta Gdynia

Maja Dudzik, Anna Rekiel

Szkoła Główna Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie,  
Instytut Nauk o Zwierzętach

## Wstęp

Rozwój aglomeracji miejskich, sieci dróg oraz zwiększenie obszarów użytkowanych rolniczo prowadzi do niszczenia naturalnych miejsc bytowania zwierząt, oraz przecięcia szlaków migracyjnych dzikich gatunków [23, 34, 36]. Następuje fragmentacja lub utrata siedlisk przyrodniczych, a także utrata ich pierwotnych właściwości i funkcji. Konsekwencją przekształ-

ceń jest proces synantropizacji, czyli adaptacji populacji dzikich gatunków zwierząt do nowego środowiska. Jego specyficzną podkategorią jest synurbizacja, czyli adaptacja na terenach miejskich zwierząt dzikich [15]. Cechy gatunku, które sprzyjają synurbizacji to brak dużych wymagań siedliskowych, wszechkożerność, duża plastyczność ekologiczna, behawioralna i demograficzna [12]. Różne gatunki ptaków i ssaków kolonizują tereny miejskie, wykorzystując do tego celu pojawiające się nisze ekologiczne [27]. Są one atrakcyjne dla nich ze względu na dostępność antropogenicznego pożywienia oraz licznych schronień, a także mniejszą presję drapieżników, wyższą temperaturę i dłuższy dzień świetlny [38]. Gatunkiem, którego synurbizacja stała się faktem i problemem w wymiarze człowiek – dzika przyroda, jest dzik *Sus scrofa*.

Miejskie populacje dzika różnią się od populacji bytujących w środowisku naturalnym [7, 30]. Dzikie miejskie często wchodzi w interakcje z ludźmi, co wynika z dużej gęstości zaludnienia [28, 39]. Nie okazują strachu w kontakcie z ludźmi, co potwierdzono w badaniach [3]. Jest to jeden z najbardziej konfliktowych gatunków dzikich zwierząt. Zsynurbizowane populacje dzików wykazują różne, specyficzne zachowania w miastach, dlatego kluczowym aspektem jest naukowa analiza populacji dzików bytujących w Gdyni.