

Wytyczne FSIS

dotyczące zwalczania *Campylobacter* w surowym mięsie drobiowym

Czerwiec 2021r.

Niniejsze wytyczne mają pomóc zakładom drobiarskim, w tym małym i bardzo małym, w:

- określeniu i wdrożeniu interwencji przed i po zbiorze w celu zwalczania *Campylobacter* w ramach systemu HACCP
- Wykorzystywać wyniki badań mikrobiologicznych do monitorowania skuteczności systemu HACCP oraz do podejmowania decyzji

Spis Treści

Przedmowa	3
Ustawa Kongresu w sprawie rewizji	4
Powód wydania niniejszych Wytycznych.....	4
Zmiany w poprzedniej wersji Wytycznych	4
Sposób efektywnego wykorzystania Wytycznych	5
Pytania dotyczące tematów zawartych w niniejszych Wytycznych	5
Geneza.....	6
Bezpieczeństwo żywności i zasady HACCP	6
Plan HACCP dla zagrożeń kontroli	7
ROZWAŻANIA OGÓLNE	8
Zastosowanie pobierania i badania próbek mikrobiologicznych	8
Wykorzystanie danych z pobierania próbek mikrobiologicznych	8
Organizmy docelowe	8
Metoda pobierania próbek	9
Interwencje przeciwdrobnoustrojowe i czas ociekania.....	10
OKRES PRZEDUBOJOWY.....	11
Praktyki dotyczące interwencji i zarządzania w okresie przedubojowym	11
Zagrożenia bezpieczeństwa żywności	11
Praktyki dotyczące interwencji i zarządzania w okresie przedubojowym	11
Zalecenia dotyczące zwalczania <i>Campylobacter</i> w okresie przedubojowym.....	12
Stado hodowlane i wylęgarnia	15
Pomieszczenia do hodowli	16
Wyściółka	17
Karma	18
Woda.....	19
Transport.....	20
UBÓJ I OBRÓBKA	22
Ubój	22
Odbiór i podwieszanie żywych zwierząt.....	23
Ogłuszanie i wykrwawianie	24
Oparzanie	25
Oczyszczanie z piór	28

Wytrzewianie	30
Schładzanie	35
Zastosowanie interwencji przeciwdrobnoustrojowych dla ponownej obróbki na linii i poza nią oraz podczas procedur schładzania.....	35
Dalsze przetwarzanie	37
Surowce mogą wpływać na status patogenetyczny rozdrobnionego produktu	37
Interwencje	40
Nieorganiczne i organiczne metody oczyszczania na bazie chloru	42
Zakwaszony chloryn sodu	42
Fosforan trisodowy	42
Czwartorzędowe związki amoniowe.....	43
Kwasy organiczne i utleniacze organiczne.....	43
Badania porównujące interwencje chemiczne	43
Bakteriofag	44
Interwencje fizyczne	44
Odniesienia	48
Załącznik 1	61

Przedmowa

To jest poprawiona wersja Wytycznych FSIS dotyczących zwalczania Salmonelli i Campylobacter w surowym drobiu. Jest to wydanie z 2021 roku Wytycznych FSIS dotyczących zwalczania Campylobacter w surowym drobiu. W tym wydaniu rozdzielono wytyczne na dwa oddzielne dokumenty w odpowiedzi na komentarze otrzymane na temat wydania z 2015 r.: jeden dla Salmonelli i jeden dla Campylobacter. Niniejsze wytyczne reprezentują aktualne poglądy FSIS na te tematy i powinny być uważane za użyteczne w momencie ich wydania.

Informacje zawarte w niniejszych wytycznych mają na celu pomoc zakładom uboju i przetwórstwa drobiu w kontrolowaniu zagrożeń i spełnianiu norm FSIS dotyczących patogenów. Treść tego dokumentu nie ma mocy prawnej i nie jest w żaden sposób wiążąca dla społeczeństwa. Dokument ten ma na celu jedynie zapewnienie przejrzystości dla opinii publicznej w zakresie istniejących wymagań wynikających z przepisów. Zgodnie z przepisami, zakłady mogą zdecydować się na wdrożenie innych procedur niż te przedstawione w niniejszych wytycznych, ale będą musiały potwierdzić i uzasadnić skuteczność tych procedur.

Niniejsze wytyczne koncentrują się na małych i bardzo małych zakładach, wspierając inicjatywę Small Business Administration, polegającą na zapewnieniu małym przedsiębiorstwom pomocy w przestrzeganiu przepisów w ramach ustawy Small Business Regulatory Enforcement Fairness Act (SBREFA). Jednakże wszystkie zakłady drobiarskie mogą stosować zalecenia zawarte w niniejszych wytycznych.

Ważne jest, aby małe i bardzo małe zakłady miały dostęp do pełnego zakresu wsparcia naukowego i technicznego oraz pomocy potrzebnej do ustanowienia bezpiecznych i skutecznych systemów Analizy Zagrożeń i Krytycznych Punktów Kontroli (HACCP).

FSIS posiada inne dostępne dokumenty z wytycznymi dla zakładów dokonujących uboju i przetwarzających surowe produkty drobiowe, w tym:

- Informacje na temat schładzania produktów drobiowych można znaleźć w dokumencie [Modernization of Poultry Slaughter Inspection: Amendments to Chilling Requirements](#).
- Informacje na temat opracowywania i wdrażania planu pobierania próbek mikrobiologicznych można znaleźć w dokumencie [FSIS Compliance Guideline: Modernization of Poultry Slaughter Inspection - Microbiological Sampling of Raw Poultry](#).
- Informacje na temat zwalczania bakterii Campylobacter i Salmonella w wątrobie kurcząt można znaleźć w dokumencie [FSIS Guideline: Chicken Liver](#).
- Informacje na temat zwalczania Campylobacter można znaleźć w [FSIS Guideline for Controlling Campylobacter in Raw Poultry](#).

Ustawa Kongresu w sprawie rewizji

Zgodnie z Ustawą Kongresu w sprawie rewizji, 5 U.S.C. 801 et seq., Biuro Informacji i Spraw Regulacyjnych ustaliło, że niniejsze wytyczne nie są „ważną zasadą” w rozumieniu 5 U.S.C. 804(2).

Powód wydania niniejszych Wytycznych

FSIS zrewidowała te wytyczne, aby odpowiedzieć na komentarze publiczne dotyczące projektu wytycznych zgodności (Draft Compliance Guideline For Controlling Salmonella and Campylobacter in Raw Poultry (4th Edition)) i dostarczyć zaktualizowane informacje dla zakładów do wykorzystania w celu kontrolowania patogenów w surowych produktach drobiowych w celu zmniejszenia liczby zachorowań u ludzi spowodowanych spożyciem drobiu skażonego bakteriami Campylobacter. Ponadto, od czasu rewizji niniejszych wytycznych w 2015 r., FSIS wdrożyła bardziej czułą metodę wzbogacania dla Campylobacter i w związku z tym rewiduje standardy wydajności patogenów Campylobacter dla części kurczaka, rozdrobnionego kurczaka i produktów z indyka. Niniejsze wytyczne mogą pomóc zakładom w spełnieniu standardów dotyczących Campylobacter i zmniejszeniu liczby zachorowań związanych z Campylobacter.

CDC szacuje, że Campylobacter jest pierwszą przyczyną bakteryjnej choroby biegunkowej w Stanach Zjednoczonych; większość zakażeń Campylobacter jest związana ze spożywaniem surowego lub niedogotowanego drobiu lub z zanieczyszczeniem innych produktów żywnościowych tymi produktami (CDC, 2017).

Niniejsze wytyczne opisują zagrożenia i kontrole dla każdego etapu procesu uboju drobiu. Interwencje sugerowane w niniejszych wytycznych nie mogą jednak zaradzić złym praktykom produkcyjnym przed zbiorem, złym praktykom sanitarnym podczas uboju i rozbioru oraz złym warunkom sanitarnym w ubojni i zakładach dalszego przetwarzania.

Zakłady mogą wykorzystać niniejsze wytyczne do poprawy praktyk zarządzania, wprowadzenia zmian w odpowiednich miejscach oraz poprawy kontroli procesu. W rezultacie, zakłady mogą produkować surowe produkty drobiowe przy zachowaniu wyższych standardów kontroli patogenów, w tym Campylobacter.

Ponownie, informacje zawarte w tym przewodniku mają charakter wskazówek pomocnych dla zakładów uboju i przetwórstwa drobiu i nie są prawnie wiążące z punktu widzenia przepisów.

Zmiany w poprzedniej wersji Wytycznych

Niniejsze wytyczne są ostateczne. FSIS będzie aktualizować niniejsze wytyczne w razie potrzeby, gdy pojawią się nowe informacje.

FSIS wprowadziła następujące zmiany do wytycznych, aby odzwierciedlić wyniki badań literatury fachowej i uwzględnić uwagi publiczne otrzymane na temat *Draft Compliance Guideline For Controlling Salmonella and Campylobacter in Raw Poultry (4th Edition)*:

- Usunięto słowo „zgodność” z tytułu dokumentu i w całym dokumencie, aby wyjaśnić, że niniejszy dokument nie stanowi wymogów regulacyjnych;
- Wydzielenie informacji dotyczących zwalczania *Campylobacter* do osobnego przewodnika;
- Usunięto zbędny język odnoszący się do innych aktualnych wytycznych FSIS, podając hiperłącza do tych zasobów tam, gdzie to właściwe;
- Dodano istotne, aktualne, recenzowane materiały naukowe dotyczące uboju i przetwarzania drobiu, w tym całkowicie zmieniono rozdział dotyczący ściółki i podściółki oraz dodano dodatkowe zasoby literaturowe dotyczące *Campylobacter*;
- Dodano informacji na temat przenoszenia środków przeciwdrobnoustrojowych i czynników łagodzących ich wpływ na pobieranie próbek mikrobiologicznych; oraz
- Uaktualnione tabele danych przedstawiające względne ryzyko związane z różnymi materiałami źródłowymi stosowanymi w dalej przetwarzanych produktach drobiowych w oparciu o najnowsze dane FSIS.

Sposób efektywnego wykorzystania Wytycznych

Niniejsze wytyczne zostały zorganizowane w taki sposób, aby zapewnić użytkownikom dostęp do aktualnych danych naukowych i zaleceń. W celu korzystania z niniejszych wytycznych FSIS zaleca czytelnikom korzystanie z nagłówków nawigacyjnych, aby sprawnie poruszać się po interesujących ich sekcjach dokumentu. Hiperłącza, tam gdzie zostały zamieszczone, szybko przeniosą użytkownika do właściwego miejsca w dokumencie w wersji elektronicznej, a także odsyłają do innych dokumentów uzupełniających.

Lista referencyjna na końcu dokumentu zawiera materiały źródłowe wykorzystane przy opracowywaniu niniejszych wytycznych ([Odniesienia](#)).

Pytania dotyczące tematów zawartych w niniejszych Wytycznych

Jeśli po zapoznaniu się z niniejszymi wytycznymi nadal masz pytania, FSIS zaleca przeszukanie publicznie dostępnych artykułów wiedzy ("Public Q&As") w bazie danych [askFSIS](#). Jeśli po przeszukaniu bazy danych nadal masz pytania, skieruj je do Biura Rozwoju Polityki i Programów (Office of Policy and Program Development) za pośrednictwem [askFSIS](#) i wybierz "Sampling" jako typ zapytania lub telefonicznie pod numerem 1-800-233-3935.

Dokumentowanie tych pytań pomaga FSIS w ulepszaniu i dopracowywaniu obecnych i przyszłych wersji wytycznych i związanych z nimi publikacji.

Geneza

Zakłady uboju i przetwórstwa drobiu podlegające regulacjom FSIS są zobowiązane do określenia w analizie zagrożeń „zagrożeń dla bezpieczeństwa żywności, które mogą wystąpić przed, w trakcie i po wejściu do zakładu” ([9 CFR 417.2\(a\)](#)). Interwencje w kresie przed-ubojowym, odpowiednie procedury sanitarne podczas uboju oraz odpowiednie warunki sanitarne w trakcie dalszego przetwarzania są częścią zintegrowanego systemu ochrony zdrowia.

podejście do zmniejszenia wpływu *Campylobacter* na zdrowie publiczne. Patogen ten jest zagrożeniem, które zakłady produkujące surowe produkty drobiowe mogą kontrolować za pomocą planu Analizy Zagrożeń i Krytycznych Punktów Kontroli (HACCP) lub zapobiegać mu w środowisku przetwarzania za pomocą Standardowych Sanitarnych Procedur Operacyjnych (SSOP) lub innych programów wstępnych. FSIS ustaliła, że skażenie tuszek i części drobiowych materiałem kałowym i patogenami jelitowymi (w tym *Campylobacter*) jest zagrożeniem, które może wystąpić (RLTO) w zakładach uboju drobiu, jeżeli nie jest uwzględnione w Standardowych Procedurach Operacyjnych Sanitarnych (Sanitation SOP) lub innych programach wstępnych.¹ Z tego powodu, jeżeli zakład opiera się na swoich Standardowych Procedurach Operacyjnych Sanitarnych lub innych programach

wstępnych w odniesieniu do patogenów jelitowych, system HACCP zakładu musi określać, dlaczego takie SSOP lub inny program wstępny powoduje, że wystąpienie patogenów jelitowych jest mało prawdopodobne (NRLTO). Środki opisane w niniejszym dokumencie będą najbardziej skuteczne w ograniczaniu występowania *Campylobacter* w surowych produktach drobiowych, jeśli będą rozpatrywane łącznie.

Punkt kluczowy

Zakłady drobiarskie objęte inspekcją federalną są zobowiązane do przeprowadzania **analizy zagrożeń** w ramach systemu Analizy Zagrożeń i Krytycznych Punktów Kontroli (HACCP). Analiza zagrożeń musi obejmować „zagrożenia bezpieczeństwa żywności, które mogą wystąpić przed, w trakcie i po wejściu do zakładu” ([9 CFR 417.2\(a\)](#)).

Bezpieczeństwo żywności i zasady HACCP

W przeciwieństwie do produkcji produktów gotowych do spożycia (RTE), w których obróbka konserwująca niszczy patogeny stanowiące zagrożenie dla zdrowia publicznego, ubój i dalsze operacje przetwarzania nie dysponują tak wieloma dostępnymi metodami obróbki, które mogą zniszczyć wszystkie patogeny w surowych produktach. Zgodnie z przepisami HACCP zakłady muszą posiadać system zaprojektowany w celu zapewnienia, że drób jest przetwarzany w sposób, który zapobiega i kontroluje potencjalne zagrożenia skażeniem, które są RLTO podczas uboju i przetwarzania. W zakładach uboju można stosować kontrole i procedury mające na celu zmniejszenie poziomu zanieczyszczeń pochodzących z zewnątrz ptaków oraz zmniejszenie lub złagodzenie wszelkich zanieczyszczeń, które mogą wystąpić w trakcie procesu uboju.

¹ [79 FR 49565 \(p.49613\)](#)

Zakłady muszą udokumentować kontrole i procedury stosowane w celu zmniejszenia zanieczyszczenia w swoim planie HACCP, SPO sanitarnym lub odpowiednim programie wymagań wstępnych zgodnie z [9 CFR 417.5](#).

Plan HACCP dla zagrożeń kontroli

Jeśli w wyniku analizy zagrożeń zakład zdecyduje, że *Campylobacter* stanowi zagrożenie dla bezpieczeństwa żywności, które jest RLTO, zgodnie z [9 CFR 417.2](#) plan HACCP zakładu musi uwzględniać to zagrożenie dla bezpieczeństwa żywności. Plan HACCP musi spełniać wszystkie wymagania określone w [9 CFR 417.2\(c\)](#), w tym posiadać krytyczny punkt kontroli (CCP) w celu zwalczania patogenu. CCP definiuje się jako punkt, etap lub procedurę w procesie żywnościowym, w którym można zastosować kontrolę, a w rezultacie zapobiec zagrożeniu bezpieczeństwa żywności, wyeliminować je lub zredukować do akceptowalnego poziomu. Na przykład zakład może mieć CCP w punkcie podczas uboju w celu zastosowania zwalidowanej interwencji przeciwdrobnoustrojowej na tuszach.

FSIS wymaga, aby zakład opracował limity krytyczne (CL) dla CCP w celu kontroli zagrożeń, które są RLTO ([9 CFR 417.2\(c\)\(3\)](#)). CL to parametry, które wskazują, czy środek kontroli w CCP jest pod kontrolą, czy poza kontrolą. Limit krytyczny to maksymalna lub minimalna wartość, do której zagrożenie fizyczne, biologiczne lub chemiczne musi być kontrolowane w krytycznym punkcie kontroli, aby zapobiec, wyeliminować lub zredukować do akceptowalnego poziomu wystąpienie zidentyfikowanego zagrożenia bezpieczeństwa żywności ([9 CFR 417.1](#)). Przykładem CL są krytyczne parametry operacyjne dla interwencji przeciwdrobnoustrojowej stosowanej na tuszach w momencie uboju. Na przykład krytyczne parametry operacyjne środka przeciwdrobnoustrojowego stosowanego za pomocą listwy rozpylającej mogą obejmować stężenie, pH i ciśnienie rozpylania.

Aby ustalić, czy CL są spełniane, zakłady muszą je monitorować ([9 CFR 417.2\(c\)\(4\)](#)). Monitorowanie to zaplanowana sekwencja obserwacji lub pomiarów służąca ocenie, czy CCP jest pod kontrolą, i stworzeniu dokładnego zapisu do wykorzystania w przyszłości podczas weryfikacji. Procedury monitorowania zwykle obejmują albo pomiar, albo obserwację. Na przykładzie CCP polegającego na zastosowaniu interwencji przeciwdrobnoustrojowej podczas uboju, działania monitorujące mogą obejmować pomiar stężenia, pH i innych limitów krytycznych interwencji przeciwdrobnoustrojowej z częstotliwością wystarczającą do ustalenia, czy CCP jest pod kontrolą. Jeśli CL nie jest spełniony, zakład musi spełnić wymagania działań naprawczych w [9 CFR 417.3](#). Aby udokumentować, czy zakład spełnia warunki CCP, zapisuje on pomiary i działania naprawcze w ramach systemu prowadzenia dokumentacji.

Weryfikacja zapewnia, że plan HACCP jest realizowany zgodnie z zapisami i potwierdza dokładne monitorowanie CCP. Wskazówki dotyczące walidacji i bieżącej weryfikacji są dostępne w wytycznych [FSIS HACCP Systems Validation](#) guideline.

ROZWAŻANIA OGÓLNE

Bardziej ogólne zagadnienia, w tym informacje dotyczące warunków sanitarnych, pobierania próbek, analizy zagrożeń, planowego uboju i HACCP, związane z kontrolą patogenów podczas produkcji drobiu, omówiono w dokumencie [FSIS Guideline for Controlling Salmonella in Raw Poultry](#). Zasady te mają zastosowanie zarówno do zwalczania Salmonella, jak i Campylobacter. Dodatkowe wskazówki dotyczące pobierania próbek są dostępne w dokumencie [FSIS Compliance Guideline: Modernization of Poultry Slaughter Inspection - Microbiological Sampling of Raw Poultry](#).

Zastosowanie pobierania i badania próbek mikrobiologicznych

Wykorzystanie danych z pobierania próbek mikrobiologicznych

Po pomyślnej walidacji systemu HACCP zakład wykorzystuje dane z walidacji do wdrożenia systemu. Od zakładów wymaga się, aby uzasadniały wybór procedur monitorowania i weryfikacji oraz częstotliwość ich wykonywania ([9 CFR 417.5\(a\)\(2\)](#)). Dane dotyczące weryfikacji mikrobiologicznej najlepiej obejmują próbki pobrane w kilku punktach procesu (np. próbki materiałów wyjściowych, produktu przejściowego i produktu gotowego) dla tej samej partii. Taki dobór próbek pozwala zakładowi ustalić, czy system HACCP ogranicza skażenie i czy działa zgodnie z założeniami, podobnie jak w przypadku mapowania procesu. Próbki w punktach pośrednich dostarczają dodatkowych informacji o pośrednich etapach procesu.

Organizmy docelowe

Zakłady mogą rozważyć zalety i wady badania na obecność wybranych bakterii wskaźnikowych i patogenów w celu bieżącej weryfikacji HACCP. Koszty pobierania próbek i przeprowadzania badań dla gatunków wskaźnikowych mogą być niższe niż koszty dla patogenów. Jednakże, chociaż podwyższone poziomy bakterii wskaźnikowych są zwykle interpretowane jako oznaczające większe prawdopodobieństwo wystąpienia patogenów, zależność ta nie jest doskonała. Innymi słowy, wysoki poziom organizmów wskaźnikowych nie zawsze oznacza obecność patogenu, a niski poziom nie gwarantuje, że patogen jest kontrolowany. Tylko badanie patogenów może skutecznie sprawdzić, czy patogeny są kontrolowane do dopuszczalnego poziomu w produkcie końcowym. Campylobacter nie jest wykrywana przez powszechnie stosowane testy wskaźnikowe, w tym Aerobic Plate Count (APC) i Enterobacteriaceae (EB).

Nie ma zidentyfikowanych organizmów wskaźnikowych, które bezpośrednio odzwierciedlają obecność lub brak patogenów w drobiu (np. Campylobacter). Dlatego FSIS zaleca, aby zakład przeprowadzał testy na obecność patogenów co najmniej okresowo i porównywał ich wyniki z obecnością lub brakiem innych organizmów niepatogennych (tj. organizmów wskaźnikowych stosowanych przez zakład) w celu oceny, czy utrzymuje on kontrolę procesu. Na przykład, zakład może wziąć pod uwagę „minimalną liczbę do

oceny" dla każdego standardu działania FSIS jako wskazówkę, aby upewnić się, że zebrano wystarczającą liczbę punktów danych, aby mieć pewność statystyczną co do procentu pozytywnych wyników badania patogenu. Dla większości produktów jest to mniej więcej jedna próbka *Campylobacter* na miesiąc (np. 11 próbek/52 tygodnie dla rozdrobnionego drobiu). Takie podejście jest uzasadnione, jeśli metoda analityczna ma porównywalną czułość do metody FSIS; im mniejsza czułość metody, tym więcej próbek jest potrzebnych, aby zwiększyć pewność co do dokładności wyników.

Organizmy wskaźnikowe mogą dostarczyć dowodów kontroli, natomiast okresowe badania na obecność patogenów mogą zweryfikować, czy zakład redukuje patogeny do dopuszczalnych poziomów. Zakłady prowadzące własne bieżące weryfikacyjne pobieranie próbek i testowanie gotowych produktów na obecność *Campylobacter* mogą wykorzystać standardy FSIS jako wskaźniki kontroli procesu.

Metoda pobierania próbek

Właściwe techniki i procedury pobierania próbek są niezbędne do zapewnienia dokładności wyników badań. Procedury postępowania z próbkami i ich pobierania są specyficzne dla rodzaju produktu, z którego mają być pobierane próbki (np. części lub rozdrobnione), metody pobierania próbek (np. płukanie części, pobieranie próbek rozdrobnionego produktu) oraz rodzaju pobieranej próbki (np. próbka popłuczyn, próbki gotowego produktu, próbka wycinka skóry). Osoby, które będą pobierać próbki, muszą przejść szkolenie w zakresie właściwych procedur pobierania próbek.

Ważne jest, aby ośrodek był w stanie prawidłowo pobierać i wysyłać próbki. Ważna jest również pomoc na miejscu lub informacje dotyczące właściwego pobierania próbek (techniki aseptyczne) i szybkiego wysyłania próbek z zakładu do laboratorium. Wynik końcowy analizy nie będzie ani dokładny, ani miarodajny, jeśli laboratorium nie wdrożyło procedur zapobiegających niewłaściwemu obchodzeniu się z próbkami lub zmianie zapisów. W szczególności *Campylobacter* jest wrażliwa na światło (promieniowanie ultrafioletowe) i zamrażanie, dlatego ważne jest, aby próbki były przechowywane w chłodni, ale nie zamrażane, do momentu wysłania lub przetransportowania do laboratorium. Utrzymywanie temperatury próbki powyżej 0°C, ale poniżej 15°C przed i w trakcie transportu chroni integralność próbki.

Aby skutecznie wykorzystywać dane do oceny kontroli procesu, pobieranie, przenoszenie, przechowywanie i transport próbek musi być starannie kontrolowane, aby zapobiec nadużywaniu temperatury, wyciekowi próbki i innym zdarzeniom, które mogłyby wpłynąć na integralność próbki i prowadzić do niewiarygodnych wyników badań. Procedury zachowania integralności próbek są szczególnie ważne, gdy próbki muszą być przetransportowane z zakładu do laboratorium poza terenem zakładu (np. przez firmę kurierską, taką jak FedEx lub kurier), gdzie przez pewien czas mogą nie znajdować się pod bezpośrednią kontrolą zakładu lub laboratorium.

Przykłady nieniszczących technik zbierania próbek, które zakład może wybrać do zbierania próbek tuszek drobiowych, są zawarte w załącznikach do [FSIS Compliance Guideline: Modernization of Poultry Slaughter Inspection - Microbiological Sampling of Raw Poultry](#). Techniki nieniszczące nie prowadzą do

zniszczenia produktu, z którego pobierane są próbki. Przykładem nieniszczącej techniki pobierania próbek jest pobieranie próbek z płukania części.

Interwencje przeciwdrobnoustrojowe i czas ociekania

Stosowanie interwencji przeciwdrobnoustrojowych podczas etapów przetwarzania może utrudnić wykrycie pozostałych bakterii, zwłaszcza gdy pobierane są próbki nieniszczące lub powierzchniowe. W przypadku pobierania próbek niszczących, w którym do analizy w laboratorium pobiera się samą tkankę, pozostałe środki przeciwdrobnoustrojowe będą nadal inaktywowane przez materiał organiczny zawarty w próbce podczas transportu próbki do laboratorium. I odwrotnie, w przypadku płukania lub pobierania próbek z innych powierzchni, wychwytywanie środka przeciwdrobnoustrojowego w buforze lub innym roztworze do pobierania próbek może przedłużyć czas działania środka przeciwdrobnoustrojowego. Na przykład, rozważmy tuszki drobiowe wychodzące ze zbiornika chłodni, w którym stosuje się interwencje antydrobnoustrojowe. Zanieczyszczone tuszki mogą zawierać bakterie, które przetrwały w zbiorniku schładzarki. Bakterie te mogą jednak nie zostać wykryte podczas pobierania próbek, jeżeli tusze nie mają odpowiedniego czasu na ocieknięcie przed pobraniem przez zakład próbki do płukania. Odpowiedni czas ociekania pozwoli na ociekanie nadmiaru środków przeciwdrobnoustrojowych z tuszy. Natychmiastowe pobranie próbki będzie zawierało znaczną ilość pozostałości środków przeciwdrobnoustrojowych, które zawieszone w popłuczynach pozostaną aktywne i utrudnią laboratorium wykrycie żywych bakterii. Jeżeli tusza będzie miała odpowiedni czas na ocieknięcie, próbka będzie zawierała mniej pozostałości środków przeciwdrobnoustrojowych, a laboratorium będzie miało większe szanse na wykrycie żywych bakterii. W chwili obecnej, FSIS generalnie zaleca, aby zakłady odczekały co najmniej 60 sekund po zastosowaniu interwencji przeciwdrobnoustrojowych przed pobraniem próbki w celu zmniejszenia ilości przenoszonych środków przeciwdrobnoustrojowych. Dłuższy czas kapania może być zalecany przez producenta środka przeciwdrobnoustrojowego dla konkretnych rozwiązań. Przechylenie tuszy w celu umożliwienia odpływu wody chłodzącej, która zgromadziła się w jamie ciała, może również przyczynić się do zwiększenia dokładności wyników badania. Ośrodki mogą rozważyć, czy dostępny jest środek neutralizujący, który mógłby powstrzymać działanie pozostałości interwencji przeciwdrobnoustrojowej, umożliwiając dokładniejsze wykrywanie żywych bakterii pozostałych w próbce. Przykładem środka neutralizującego odpowiedniego dla poszczególnych środków przeciwdrobnoustrojowych może być lecytyna dla chlorku cetylopirydyniowego (CPC), tiosiarczan sodu dla kwasu nadtlenuoctowego (PAA) lub tiosiarczan sodu plus wodorowęglan dla zakwaszonego chlorynu sodu (ASC) (Gamble i in., 2016).

Zalecane Najlepsze Praktyki, Bieżące Badania Weryfikacyjne

1. Zapobiegać wystawianiu próbek analizowanych pod kątem *Campylobacter* na działanie ujemnych temperatur i promieniowania ultrafioletowego.
2. Zarówno bakterie wskaźnikowe, jak i patogeny mogą dostarczyć przydatnych informacji.
3. Należy odczekać co najmniej 60 sekund przed pobraniem próbki po zastosowaniu jakichkolwiek środków przeciwdrobnoustrojowych, aby zapobiec nadmiernemu przenoszeniu środków przeciwdrobnoustrojowych w pobranej próbce.

OKRES PRZEDUBOJOWY

Praktyki dotyczące interwencji i zarządzania w okresie przedubojowym

Interwencje i praktyki przed ubojem mogą zapobiec lub zmniejszyć skażenie *Campylobacter* u żywych ptaków, zwiększając skuteczność interwencji po uboju i kontroli w zakładzie. W tej sekcji określono dostępne interwencje/praktyki przed zbiorem oraz sposób, w jaki zakłady ubojowe i przetwórcze mogą zachęcać producentów drobiu do ich stosowania. Niniejszy rozdział obejmuje produkcję drobiu od stada hodowlanego poprzez transport do zakładu ubojowego. Odbiór żywca i kolejne etapy uboju są omówione w następnej sekcji.

Zagrożenia bezpieczeństwa żywności

Kolonizacja przewodu pokarmowego drobiu bakteriami *Campylobacter* stanowi zagrożenie dla bezpieczeństwa żywności, które może wystąpić przed zbiorem (tj. na wylęgarni, w wylęgarni lub na fermie hodowlanej). Kolonizacja może prowadzić do wydalania bakterii z kałem, co może powodować skażenie skóry i piór na wielu etapach - od gospodarstwa hodowlanego do momentu przybycia do zakładu ubojowego. Skażenie zewnętrzne może również wystąpić podczas uboju w wyniku pęknięcia przewodu pokarmowego i przeniesienia patogenów przez skażony sprzęt. Zakłady podlegające regulacji FSIS mogą, jako część swojego ogólnego systemu HACCP, zająć się tymi zagrożeniami poprzez specyfikacje zakupu lub inne umowy wymagające od swoich dostawców wdrożenia określonych kontroli zarządzania przed zbiorem.

Praktyki dotyczące interwencji i zarządzania w okresie przedubojowym

FSIS zaleca, aby zakłady stosowały dwie główne praktyki w celu zarządzania kolonizacją drobiu bakteriami *Campylobacter* przed ubojem. Oczekuje się, że praktyki te łącznie zmniejszą liczbę ptaków skolonizowanych lub wydających patogeny, zmniejszą liczbę tych patogenów u skolonizowanych ptaków oraz zmniejszą prawdopodobieństwo przeniesienia zakażenia z ptaków skolonizowanych na nie skolonizowane.

Po pierwsze, FSIS zaleca, aby zakłady uboju przyjmowały ptaki z gospodarstw hodowlanych, wylęgarni i stad hodowlanych, które wdrażają uznane interwencje przed ubojem opisane w tej sekcji. Wdrożenie tych interwencji może zmniejszyć skażenie *Campylobacter* u ptaków przyjmowanych do zakładów uboju i przetwórstwa (Cox & Pavic, 2010). Zakłady mogą zawrzeć w swoich umowach kontraktacji specyfikacje dla hodowców, aby wprowadzili strategie przeciwdziałające potencjalnemu skażeniu *Campylobacter* podczas wylęgu i wzrostu. Zmniejszenie lub wyeliminowanie obecności *Campylobacter* u ptaków przychodzących do zakładów uboju może zmniejszyć skażenie produktów końcowych i zwiększyć prawdopodobieństwo, że zakład spełni standardy FSIS dotyczące *Campylobacter*.

Alternatywnie, jeśli zakład nie wymaga zwalczania *Campylobacter* przed zbiorem, FSIS zaleca, aby zakłady uboju i zakłady przetwórcze badały przychodzące

ptaki i produkty drobiowe przed ich wprowadzeniem do zakładu i podejmowały decyzje dotyczące przetwarzania w oparciu o wyniki tych testów. Wykorzystując wyniki tych testów, zakład może podjąć decyzję o wdrożeniu planu uboju i przetwarzania w oparciu o obecność lub brak ("status") *Campylobacter* (Katsma et al., 2007), jak opisano w [FSIS Guideline for Controlling Salmonella in Raw Poultry](#). Inne decyzje mogą dotyczyć zastosowania dodatkowych interwencji chemicznych lub skierowania produktów ze stad z wynikiem dodatnim do obróbki związanej ze śmiertelnością (np. gotowanie).

Zalecenia dotyczące zwalczania *Campylobacter* w okresie przedubojowym

FSIS zaleca, aby oficjalne zakłady zaopatrywały się w ptaki wyprodukowane w systemie stad hodowlanych, wylęgarni i kurników, które stosują opisane tutaj najlepsze praktyki i interwencje przed zbiorem.

Ta sekcja zawiera informacje na temat interwencji mających na celu zapobieganie narażeniu ptaków na patogeny oraz na temat dostępnych produktów mających na celu zmniejszenie występowania lub poziomu skażenia *Campylobacter* u ptaków. Interwencje mające na celu zapobieganie narażeniu i kolonizacji u żywych ptaków są zazwyczaj bardziej skuteczne niż produkty, które leczą ptaki

Punkty kluczowe

Preferowane są interwencje zapobiegające ekspozycji i kolonizacji u żywych ptaków, ponieważ po zakażeniu trudniej jest wyeliminować *Campylobacter* ze stada.

Interwencje prewencyjne u żywych ptaków tracą skuteczność, jeśli stado jest już zainfekowane.

Należy rozważyć zastosowanie wielu interwencji w okresie przed ubojem.

narażone na zakażenie *Campylobacter* w celu zmniejszenia częstości występowania lub poziomu zakażenia, ponieważ trudniej jest wyeliminować *Campylobacter* ze skolonizowanych stad. Istnieje wiele dróg narażenia na kontakt z *Campylobacter* w okresie przed zbiorem, w tym:

- Narażenie na kontakt ze skażoną wodą, paszą i ściółką w kurniku; oraz
- Narażenia środowiskowe wynikające z niewłaściwych praktyk w zakresie bezpieczeństwa biologicznego oraz nieodpowiedniej kontroli szkodników.

Pionowe przenoszenie *Campylobacter* (przenoszenie przez jajo z kury na pisklę) nie jest tak dobrze udokumentowane jak w przypadku *Salmonella*; jednakże, skażenie jaja podczas znoszenia przez skolonizowaną kurę może prowadzić do ekspozycji podczas wylęgu, przenosząc patogen z rodzica na potomstwo (Cox et al., 2012).

FSIS nie jest świadoma istnienia pojedynczej interwencji przed zbiorem, która eliminuje *Campylobacter* jako zagrożenie przed zbiorem. Zamiast tego, FSIS zaleca stosowanie podejścia "multi-hurdle"; oznacza to, że stosuje się wiele sekwencyjnych interwencji dotyczących patogenów, które mogą mieć efekt addytywny w celu redukcji patogenów. Wdrożenie wielu interwencji i kontroli zaczynając od okresu przed zbiorem rozszerza podejście wieloczynnikowe do zapobiegania i kontroli *Campylobacter* na cały okres życia każdego ptaka. Stosowanie interwencji o różnych mechanizmach działania może dodatkowo zwiększyć stopień redukcji patogenów w przypadku stosowania podejścia wielokierunkowego. W niniejszych wytycznych FSIS przedstawia dostępne dane dotyczące skuteczności interwencji przed zbiorem, zgodnie z literaturą naukową. Jednakże, ponieważ

wiele czynników w okresie przed zbiorem może przyczynić się do kolonizacji patogenów przez pojedyncze ptaki, rozprzestrzeniania się patogenów pomiędzy ptakami w stadzie oraz wydalania patogenów przez ptaki, zastosowanie określonej interwencji może mieć inną skuteczność niż podana. Dlatego też należy pamiętać o koncepcji podejścia wielokierunkowego.

Zakłady mogą rozważyć wymaganie od dostawców stosowania wymienionych tu działań interwencyjnych. Zakłady mogą stosować te kontrole przed zbiorem jako część swojego systemu HACCP (poprzez specyfikacje zakupu lub inne umowy) oraz jako wsparcie w podejmowaniu decyzji. FSIS będzie współpracować z innymi agencjami federalnymi, takimi jak USDA-Animal and Plant Health Inspection Service (APHIS), Food and Drug Administration (FDA) oraz USDA-Agricultural Research Service (ARS), w celu opracowania dodatkowych informacji na temat interwencji przed ubojem.

Niniejsze wytyczne dzielą interwencje przed zbiorem na sześć kategorii skupiających się na fizycznych, biologicznych i higienicznych metodach zmniejszenia narażenia na *Campylobacter* przed zbiorem: Stado hodowlane i wylęgarnia, wylęgarnia, ściółka, pasza, woda i transport. Dodatkowym podejściem jest planowy ubój, który jest opisany w [FSIS Guideline for Controlling Salmonella in Raw Poultry](#). Rozważając kontrolę zagrożeń u ptaków wchodzących do zakładu, zakłady ubojowe mogą rozważyć interwencje zmniejszające narażenie w połączeniu z jednym lub kilkoma produktami dostępnymi do kontroli przed zbiorem w celu zmniejszenia częstości występowania lub poziomu *Campylobacter* u drobiu, który może być narażony na ten patogen (Tabela 1). Produkty te mają różne sposoby działania, ale wszystkie dają ten sam efekt: zmniejszenie częstości występowania kolonizacji patogenu i zmniejszenie poziomu patogenu u skolonizowanych ptaków. Skuteczność zależy od konkretnego produktu, a większość z nich stosuje się w porozumieniu z lekarzem weterynarii. Stosowanie obu rodzajów metod przed zbiorem - tych ograniczających narażenie oraz tych, które zmniejszają częstość kolonizacji i poziom patogenów - pozwoli zminimalizować liczbę patogenów u ptaków w czasie zbioru.

Stosowanie interwencji i najlepszych praktyk zalecanych w niniejszym przewodniku może pomóc w zapewnieniu dobrostanu zwierząt i zdrowia ptaków przed zbiorem, a tym samym zmniejszyć stres u żywego drobiu i ograniczyć występowanie *Campylobacter* u ptaków przeznaczonych do uboju. Istnieją dowody wskazujące na to, że stres przed zbiorem może mieć negatywny wpływ na bezpieczeństwo żywności (Corry, 2001). Zrozumienie mechanizmu, w którym stres zmienia normalne cechy jelit i wywołuje podatność na infekcje jelitowe, może pomóc w opracowaniu dodatkowych strategii przed zbiorem w celu zmniejszenia zanieczyszczenia patogenami u drobiu.

UWAGA: W tej sekcji termin „młode kurczęta” odnosi się do wszystkich kurcząt hodowanych na ubój, aby odróżnić je od kurcząt hodowlanych. Termin ten nie jest ograniczony do "brojlerów", jak określono w [9 CFR 381.170\(a\)\(1\)\(iii\)](#). W tej sekcji termin „młode indyki” odnosi się do wszystkich indyków hodowanych na ubój, w odróżnieniu od indyków hodowlanych.

Tabela 1. Produkty stosowane przed ubojem w celu ograniczenia kolonizacji i liczby (poziomu) *Campylobacter* u drobiu.

Definicja	Uwagi dotyczące stosowania
<p>Szczepionki: zwiększenie odporności na <i>Campylobacter</i> poprzez narażenie układu immunologicznego na kontrolowany preparat. Typy szczepionek obejmują <u>szczepionki żywe</u> (atenuowany szczep <i>Campylobacter</i>), <u>szczepionki podjednostkowe</u> (szczepionka zawierająca minimalne części celu, które mogą być wykorzystane do uzyskania odpowiedzi immunologicznej) oraz <u>szczepionki autogenne</u> (opracowane z bakterii wyizolowanych z otoczenia gospodarstwa).</p>	<p>Obecnie trwają prace nad kilkoma szczepionkami mającymi zapobiegać zakażeniom <i>Campylobacter</i> u żywego drobiu. Proponowane cele obejmują antygeny flagellarne, jak również kapsułki bakterii (Poly et al., 2019). Do długotrwałego stosowania <u>szczepionek autogennych</u> lub do stosowania tych szczepionek w wielu stadach wymagane są specjalne zezwolenia APHIS.</p>
<p>Wykluczenie konkurencyjne i probiotyki: preparaty zawierające pożyteczne bakterie, które konkurują z <i>Campylobacter</i> w jelitach o przestrzeń lub składniki odżywcze. Znanе również jako mikroorganizmy do bezpośredniego żywienia.</p>	<p>Niektóre produkty mogą być stosowane w dniu wylęgu w celu ustanowienia zdrowej flory jelitowej u piskląt. Inne produkty można dodawać do wody i paszy zarówno dla kurcząt hodowlanych, jak i młodych i stosować w celu zwiększenia konkurencji z patogenami przez całe życie ptaków lub w innych przypadkach (np. stres).</p> <p>W jednym z badań nad skutecznością kultury wykluczenia konkurencyjnego u drobiu stwierdzono statystycznie istotne zmniejszenie kolonizacji i wydalania <i>Campylobacter</i> (Smialek et al, 2018).</p>
<p>Prebiotyki: specyficzne składniki odżywcze, które pozwalają pożytecznym gatunkom bakterii skuteczniej zwalczać <i>Campylobacter</i>.</p>	<p>Mogą być dodawane do paszy zarówno dla kurcząt hodowlanych, jak i młodych. Do najbardziej popularnych suplementów należą ekstrakty z drożdży, takie jak beta-glukany i oligosacharydy mannanu..</p> <p>W badaniu nad skutecznością prebiotyku u drobiu stwierdzono, że niektóre dostępne prebiotyki zmniejszyły liczbę bakterii <i>Campylobacter</i> o ponad 1 log, a w połączeniu z probiotykami zmniejszyły liczbę bakterii <i>Campylobacter</i> o ponad 3 logi (Kim et al, 2019).</p>

Kwasy organiczne:
zwiększają kwasowość jelit,
co może zabijać bakterie
Campylobacter.

Ponieważ każdy gatunek
bakterii ma inną wrażliwość
na kwasy organiczne,
mechanizm ten zwiększa
również zdolność
korzystnych bakterii do
konkurowania z patogenami.

Może być dodawany zarówno do paszy, jak i wody dla
kurcząt hodowlanych i młodych. Szczególnie ważne
jest dodawanie do wody w czasie wycofywania paszy.
Po wycofaniu paszy ptaki mogą częściej dziobać
ściółkę, co może prowadzić do połknięcia patogenów.
Kwasy organiczne w wodzie obniżają pH w uprawach i
ograniczają kolonizację i rozwój patogenów.

W jednym z badań stwierdzono, że stosowanie
produktów zawierających kwas laurynowy
spowodowało zmniejszenie o 1 log liczby bakterii
Campylobacter
(Zieger, 2017).

Stado hodowlane i wylęgarnia

Stada hodowlane i wylęgarnie mogą być pierwotnym źródłem kolonizacji młodych kurcząt *Campylobacter*, ponieważ zakażenie może być przenoszone przez jajo (transmisja pionowa). Zakłady mogą pozyskiwać pisklęta brojlerów i indyków ze stad hodowlanych i wylęgarni, które przestrzegają procedur i zaleceń Krajowego Planu Doskonalenia Drobiu (NPIP). NPIP został utworzony na początku lat 30-tych XX wieku w celu stworzenia programu współpracy przemysłu, władz stanowych i federalnych, dzięki któremu nowe technologie diagnostyczne mogą być skutecznie stosowane w celu poprawy jakości drobiu i produktów drobiowych w całym kraju. Ze względu na możliwość transmisji pionowej, przedsiębiorstwa macierzyste i niezależni hodowcy mogą rozważyć umieszczenie piskląt brojlerów i indyków ze stad hodowlanych wolnych od *Campylobacter* na fermach odchowu (Cox i in., 2012). (Należy pamiętać, że hodowla kurcząt wolnych od patogenów nie jest wymogiem uczestnictwa w NPIP). Hodowcy brojlerów wykazują również zróżnicowanie w zakresie wrodzonej odporności na *Campylobacter* - wykazano, że niektóre stada kurcząt hodowlanych są bardziej odporne na kolonizację (Han i in., 2016; Connell i in., 2012). Wykorzystanie tych stad rodzicielskich może prowadzić do produkcji piskląt brojlerów, które są bardziej odporne na kolonizację w gospodarstwie.

Należy rozważyć zastosowanie jednego lub więcej produktów wymienionych w tabeli 1 w celu zapobiegania lub ograniczenia kolonizacji przez *Campylobacter* żywych ptaków przeznaczonych do uboju. Kilka z produktów probiotycznych, prebiotycznych i kwasów organicznych można podawać stadom hodowlanym, jak i młodym kurczętom, często w paszy i wodzie.

Wykluczenie konkurencyjne i probiotyki można podawać pisklątom w dniu wylęgu, aby zaszczerpić ich przewód pokarmowy korzystnymi bakteriami (tabela 1). Po zaszczerpieniu korzystnymi bakteriami w wylęgarni można zastosować odpowiednie prebiotyki i kwasy organiczne w wylęgarni w celu utrzymania korzystnych bakterii w okresie wzrostu. Pisklęta mogą być transportowane z wylęgarni do wylęgarni w nowych lub wyczyszczonych/sanityzowanych, a najlepiej wyłożonych, pojemnikach (Cox i Pavic, 2010). Należy ograniczyć liczbę osób przenoszących pisklęta z ciężarówki do wnętrza budynku wylęgarni, aby zminimalizować ryzyko ekspozycji.

Zalecane Najlepsze Praktyki, Stado Hodowlane i Wylęgarnia

1. Pozyskiwanie piskląt ze stad hodowlanych wolnych od patogenów oraz od hodowców i wylęgarni postępujących zgodnie z procedurami NPIP.
2. Stosować stada hodowlane z wrodzoną odpornością na *Campylobacter*.
3. Rozważyć zastosowanie jednego lub więcej produktów wymienionych w tabeli 1.
4. Transportować pisklęta do wylęgarni w nowych lub odkażonych pojemnikach.

Mimo że poniższe rozdziały koncentrują się na młodych kurczętach i indykach, zidentyfikowane najlepsze praktyki mają również zastosowanie do hodowców kurcząt i indyków i mogą służyć do minimalizacji patogenów w tych stadach.

Pomieszczenia do hodowli

Fermy i kurniki mogą być zaprojektowane w sposób ułatwiający czyszczenie i dezynfekcję pomiędzy stadami (Cox & Pavic, 2010). Wszystkie fermy drobiu mogą opracować i wdrożyć pisemne plany bezpieczeństwa biologicznego i higieny. Zdrowie drobiu najlepiej jest monitorować pod nadzorem lekarza weterynarii.

Dostępne badania sugerują, że następujące praktyki są skorelowane z mniejszym prawdopodobieństwem wystąpienia *Campylobacter* u ptaków przeznaczonych do uboju (Cox & Pavic 2010; Newell et al., 2011; Muenier et al., 2017):

- Trzymanie na fermie tylko jednego gatunku (np. tylko kurczaków lub tylko indyków);
- Trzymanie ptaków w różnym wieku w różnych kurnikach;
- Ograniczenie liczby osób mających dostęp do pomieszczeń hodowlanych oraz stosowanie dezynfekujących kropli do butów lub jednorazowych okryć stóp oraz jednorazowych kombinezonów przy wchodzeniu do pomieszczeń (badanie przeprowadzone przez Gibbens i in. (2001) wykazały, że prawidłowe stosowanie kropli do butów oraz butów i kombinezonów przeznaczonych do konkretnego kurnika zmniejszyło kolonizację *Campylobacter* w stadzie o 50%);
- Usuwanie roślinności wokół budynków, instalowanie ekranów w oknach i innych otworach oraz zwiększanie integralności fizycznej budynków, aby zapobiec dostępowi gryzoni, ptaków i owadów; oraz
- Stosowanie środków zwalczania szkodników, w tym przynęt i pułapek.

Poza ograniczeniem narażenia na *Campylobacter* za pomocą środków opisanych powyżej, należy rozważyć zastosowanie jednego lub więcej produktów z tabeli 1 w celu ograniczenia kolonizacji oraz częstości występowania lub poziomu patogenów u narażonych ptaków. Większość probiotyków, prebiotyków i kwasów organicznych może być stosowana zarówno w stadach hodowlanych, jak i brojlerów jako dodatki do paszy lub wody.

Leki biologiczne, w tym szczepionki i produkty zawierające przeciwciała, są dopuszczone do użytku przez USDA- APHIS, która aktualizuje ich pełną listę na swojej [stronie internetowej](#).. Żywe szczepionki mogą wprowadzić docelowy patogen do stad przeznaczonych do uboju; zakład może rozważyć taką możliwość i odpowiednio opracować swój plan HACCP oraz programy pobierania próbek.

Punkty kluczowe

Interwencje przed zbiorem nie mogą:

- 1) Negatywnie wpływać na bezpieczeństwo produktu,
- 2) zagrażać bezpieczeństwu pracowników federalnego programu kontroli,
- 3) zakłócać procedur inspekcji, w tym pobierania próbek przez FSIS, lub
- 4) są sprzeczne z przepisami Agencji.

Zalecane Najlepsze Praktyki, pomieszczenia hodowlane

1. Wdrożenie planów bezpieczeństwa biologicznego i higieny w gospodarstwie,
2. Zminimalizować liczbę osób mających dostęp do pomieszczenia hodowlanego.
3. Wymóg stosowania jednorazowych okryć stóp lub dipów do butów.
4. Rozważyć zastosowanie produktów z Tabeli 1.

Wyściółka

Ściółka lub podściółka może być uważana za rezerwuar bakterii *Campylobacter* (Montrose i in., Shane, Harrington, 1985). Okres przestoju pomiędzy stadami wynosi w idealnym przypadku około 10-14 dni, co pozwala na usunięcie wilgoci i wysuszenie ściółki. Należy dopilnować, aby nie dodawano nowej wilgoci i aby podczas przewracania ściółki usuwano mokre zbrylone miejsca. Istnieją technologie umożliwiające kompostowanie lub zwijanie ściółki pomiędzy stadami (Malone i Johnson, 2011; Wilkinson i in., 2011; Macklin i in., 2008). Należy pamiętać, że ściółka nie jest jednorodna pod względem wilgotności, dostępności węgla organicznego, pH czy populacji drobnoustrojów - wszystkie te czynniki mogą wpływać na niszczenie lub rozwój patogenów w ściółce podczas kompostowania i po nim.

Aktywność wody (A_w) i pH ściółki są dodatnio skorelowane z rozwojem patogenów (Terzich, 2000). Należy rozważyć poddanie ściółki obróbce chemicznej w celu obniżenia pH i A_w w trakcie produkcji, aby ograniczyć rozwój patogenów i zanieczyszczenie stada, co może zmniejszyć odzysk patogenów w zakładzie przetwórczym.

Środki do obniżania pH ściółki są powszechnie stosowane przed umieszczeniem stada w kurniku, ponieważ wczesna faza wzrostu (około 1 tygodnia dla młodych kurcząt, około 3 tygodni dla indyków) to okres, kiedy ptaki są najbardziej podatne na kolonizację patogenami (Han, 2016). W celu obniżenia pH ściółki drobiowej stosowano kilka dodatków chemicznych, takich jak siarczan glinu (Moore & Miller, 1994; Line, 2002;), siarczan żelazawy (Huff et al., 1984), kwas fosforowy (Reece et al., 1979), wodorosiarczan sodu (Moore et al., 1996) (Terzich, 1997) i kwas octowy (Parkhurst et al., 1974). Obniżenie pH ściółki do poziomu poniżej 4,5 może zmniejszyć liczebność *Campylobacter* do poziomu poniżej granicy wykrywalności (Line, 2002). Ponieważ pH ściółki wzrasta do poziomu zbliżonego do obojętnego po pierwszym tygodniu produkcji, konieczne może być ponowne zastosowanie preparatu na ściółce (Pope & Cherry, 2000).

W okresie odchowu można kontrolować wilgotność w kurniku, stosując systemy wentylacji tunelowej. Jeśli wilgotność w ściółce jest zbyt wysoka (co obserwuje się w miesiącach zimowych z powodu zmniejszonej wentylacji), kolonizacja *Campylobacter* u ptaków ze skażonej ściółki może się zwiększyć. Mokra ściółka może być również spowodowana warunkami środowiskowymi (deszcz, słaby drenaż, nieszczelne dachy), systemami chłodzenia wyparnego, nadmiernym piciem, problemami zdrowotnymi, dyszeniem, nadmiernym zagęszczeniem ptaków oraz systemami pojenia, takimi jak

rodzaj poidel (dzwonkowe, rynnowe, smoczkowe), nieszczelne zawory, nieprawidłowo wyregulowane poidła, zbyt duża liczba ptaków na jedno poidło lub uszkodzone przewody wodne.

Zalecane najlepsze praktyki, ściółka

1. Stosuj zabiegi na ściółce w celu obniżenia pH ściółki < 4 i $A_w < 0,84$.
2. W okresie przestoju stada należy stosować kompostowanie lub obróbkę w pryzmie.
3. Pomiędzy stadami należy pozostawić 10-14 dni na osuszenie ściółki i sprawdzenie zniszczenia patogenów.

Karma

Wybieraj hodowców, którzy stosują paszę wolną od *Campylobacter*. W szczególności zaopatruj się w pasze u producentów, którzy stosują Dobre Praktyki Wytwarzania w celu ograniczenia lub wyeliminowania patogenów, np. posiadających certyfikat programu [Safe Feed/Safe Food](#) administrowanego przez American Feed Industry Association. Producenci Safe Feed/Safe Food mogą również przeprowadzać badania gotowych produktów, aby sprawdzić, czy nie zawierają one określonych zagrożeń. Czyścić i dezynfekować karmniki pomiędzy stadami oraz utrzymuj je w dobrym stanie. Rozważyć zastosowanie dodatków paszowych, które są skuteczne w przypadku młodych kurcząt (Tabela 1).

Chronić paszę przed zanieczyszczeniem podczas transportu i przechowywania. Transportować paszę na fermę zgodnie z ostatecznymi przepisami FDA dotyczącymi transportu sanitarnego żywności dla ludzi i zwierząt ([81 FR 20091](#)), które obejmują przepisy dotyczące czyszczenia pojazdów transportowych przed transportem paszy oraz środki zapobiegające zanieczyszczeniu paszy lub manipulowaniu przy niej podczas transportu. Przechowywanie paszy w gospodarstwie w sposób ograniczający prawdopodobieństwo skażenia w wyniku kontaktu ze szkodnikami, roztoczami lub środowiskiem (Hald i in., 2004). Jeżeli pasza jest przechowywana w gospodarstwie w sposób, który może doprowadzić do zanieczyszczenia (np. otwarte pojemniki lub worki), producenci drobiu mogą okresowo pobierać próbki paszy, aby ustalić, czy doszło do zanieczyszczenia podczas przechowywania. Niektóre badania wskazują, że pasze granulowane są bardziej odporne na zanieczyszczenie podczas przechowywania niż śruta, a dodatek kwasów organicznych do paszy może również chronić przed zanieczyszczeniem. Stowarzyszenie Amerykańskich Urzędników Kontroli Pasz (AAFCO) przedstawia dodatkowe zalecenia dotyczące produkcji i dystrybucji pasz zwierzęcych w dokumencie zatytułowanym „Best Management Practices for Manufacturing, Packaging & Distributing Animal Feeds and Feed Ingredients”.

Wycofanie paszy powinno nastąpić w odpowiednim czasie; wycofanie paszy może nastąpić między 8 a 12 godziną przed ubojem (Cox & Pavic, 2010). Wycofanie paszy przed ubojem może zapewnić ptakom pusty przewód pokarmowy podczas transportu, uboju i patroszenia, co może ograniczyć zewnętrzne zanieczyszczenie odchodami.

Niektóre badania wskazują jednak, że wczesne wycofanie paszy może prowadzić do wydziobywania przez ptaki ściółki w budynku hodowlanym i obniżenia kwasowości wola, co zwiększa prawdopodobieństwo spożycia przez ptaki patogenów i skażenia ich podczas uboju (Byrd i in., 1998).

Należy rozważyć zapewnienie wody z kwasami organicznymi (Tabela 1 i omówione poniżej) podczas wycofywania paszy, aby zapobiec kolonizacji wola. Przedłużone wycofanie paszy może również spowodować, że organy wewnętrzne staną się bardziej kruche, co zwiększa prawdopodobieństwo rozerwania roślin lub innych organów podczas przetwarzania i zanieczyszczenia tuszy (Cox & Pavic, 2010).

W większości badań popiera się okres odstawienia paszy wynoszący 8-12 godzin, aby zapobiec rozerwaniu narządów (Cox & Pavic, 2010).

Zalecane najlepsze praktyki, Karma

1. Czyść karmniki pomiędzy stadami.
2. Stosuj paszę wolną od patogenów.
3. Rozważ zastosowanie odpowiednich dodatków paszowych (Tabela 1).
4. Ochrona paszy przed zanieczyszczeniem podczas transportu i przechowywania
5. Pasza granulowana i zakwaszona może być bardziej odporna na zanieczyszczenia podczas przechowywania.
6. Dostarczanie wody z kwasami organicznymi podczas wycofywania paszy.

Woda

Należy zapewnić dostateczną ilość wody pitnej (Cox & Pavic, 2010). Jeśli woda nie pochodzi z chlorowanego lub miejskiego źródła, zaleca się rutynowe badania, aby upewnić się, że źródło jest wolne od patogenów. Między stadami należy czyścić system dystrybucji wody, upewniając się, że w miarę możliwości usuwane są biofilmy, które mogą stanowić rezerwuarnie patogenów. Należy upewnić się, że system wodny jest wolny od pęknięć i przecieków, co pozwoli zminimalizować straty i zapewnić suchą ściółkę.

Szereg produktów wymienionych w tabeli 1 jest dostępnych jako dodatki do wody dla młodych kurcząt. Na uwagę zasługują kwasy organiczne dodawane do wody, zwłaszcza podczas wycofywania paszy (Byrd i in., 2001). Dostarczanie wody podczas pobierania paszy odwraca uwagę ptaków od wydziobywania ściółki. Dodanie kwasów organicznych do tego źródła wody zwiększy kwasowość roślin, co może pomóc w ochronie ptaków przed *Campylobacter*, którą mogą połknąć podczas dziobania ściółki.

Zalecane najlepsze praktyki, woda

1. Zapewnij dostateczną ilość wody pitnej.
2. Czyste systemy dystrybucji wody pomiędzy stadami.
3. Należy rozważyć zastosowanie dodatków do paszy i wody wymienionych w tabeli 1, w szczególności kwasów organicznych podczas wycofywania paszy.

Transport

Obecność *Campylobacter* u ptaków przy odbiorze do uboju powiązano z brudnymi klatkami transportowymi (Slader, et al., 2002). Skażenie krzyżowe zarówno ptaków, jak i klatek często ulega pogorszeniu podczas transportu ptaków do zakładu.

Aby zapobiec takiemu zanieczyszczeniu, należy transportować ptaki w czystych pojemnikach (Cox & Pavic, 2010). Czyste, jednorazowe papierowe wkładki mogą być stosowane podczas transportu piskląt, ale nie są zalecane do transportu młodych kurcząt do uboju. W każdym przypadku należy czyścić i dezynfekować klatki transportowe pomiędzy kolejnymi załadunkami. Należy ograniczyć do minimum liczbę osób biorących udział w usuwaniu ptaków z kurników. Rysunek 1 przedstawia skrzynię transportową dla kurcząt, która nie jest myta po każdym załadunku.

Rysunek 1



Nie zaleca się: Skrzynia transportowa, która nie jest myta z odpowiednią częstotliwością. W czasie transportu dochodzi do gromadzenia się materiału kałowego i piór, które mogą zanieczyścić kolejne stada.

Używanie oczyszczonych i zdezynfekowanych klatek transportowych dla każdego ładunku ptaków jest szczególnie ważne po pobraniu próbek w stadach przed zbiorem. Wynika to z faktu, że zanieczyszczenie z brudnych klatek może zmienić status patogenetyczny stada z negatywnego na pozytywny i zmniejszyć skuteczność zaplanowanych decyzji dotyczących uboju i przetwarzania.

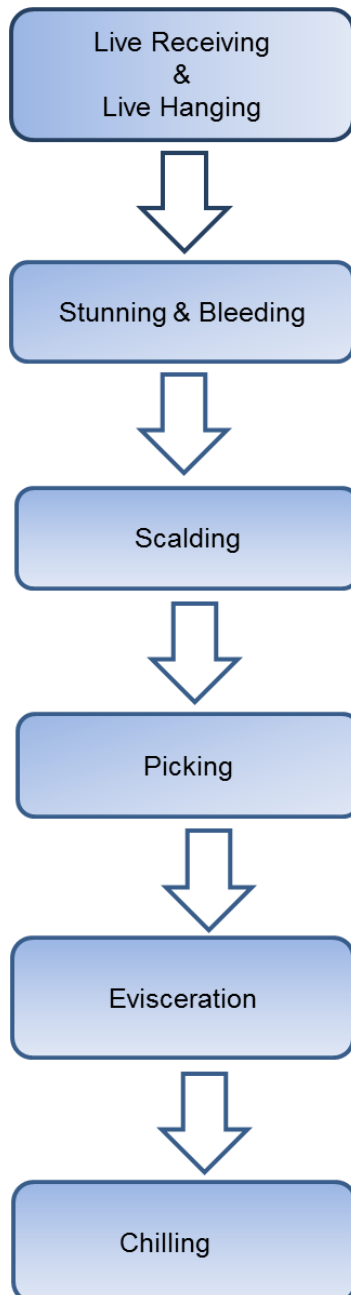
Zalecane najlepsze praktyki, transport

1. Należy używać czystych pojemników i odkażać je między kolejnymi załadunkami.
2. Podczas transportu piskląt na fermę używaj nowych papierowych wyściółek jednorazowego użytku.
3. Ogranicz do minimum liczbę osób biorących udział w transporcie.
4. Czyść i dezynfekuj skrzynie transportowe pomiędzy kolejnymi załadunkami.

UBÓJ I OBRÓBKA

Ubój

Ta część wytycznych zawiera informacje dla zakładów dokonujących uboju drobiu. Poniższy diagram przedstawia etapy uboju drobiu omówione w tej sekcji.



To, jak dobrze zakład przeprowadza procedury uboju, ma bezpośredni wpływ na to, czy odkażanie i interwencyjne zabiegi przeciwdrobnoustrojowe zastosowane

w zakładzie drobiarskim przyniosą zamierzone efekty. W przypadku, gdy skażenie przewyższa wysiłki w zakresie odkażania i interwencji przeciwdrobnoustrojowej, zakład może być zmuszony do podjęcia dodatkowych kroków w celu ograniczenia patogenów.

Odbiór i podwieszanie żywych zwierząt

Przyjmowanie żywca to punkt w procesie uboju, w którym drób przybywa do zakładu w skrzyniach transportowych lub klatkach, jest rozładowywany i zawieszany na szeklach. Istnieje możliwość skażenia patogenami jelitowymi, w tym *Campylobacter*. Pióra, skóra, wola, okrężnica, jelito ślepe i kloaka ptaków przywiezionych do uboju są często silnie skażone *Campylobacter* (Kotula i Pandya, 1995).

Jak opisano w poprzednim rozdziale, klatki transportowe okazały się źródłem krzyżowego zakażenia patogenami żywych ptaków transportowanych do uboju.

Ważne jest czyszczenie, a następnie dezynfekcja obszaru rozładunku i gospodarstwa. Wysoki poziom *Campylobacter* u ptaków wchodzących do gospodarstwa może uniemożliwić interwencje w zakładzie. Poziomy te są przenoszone na kolejne etapy procesu uboju. Badania wykazują powiązania pomiędzy *Campylobacter* przy odbiorze żywca i w późniejszym okresie procesu (Fluckey, et al., 2003; Newell, et al., 2001).

Zakłady mogą rozważyć, w jaki sposób częstotliwość czyszczenia klatek transportowych może wpłynąć na ich praktyki w zakresie losowania, ponieważ badania wykazały, że ptaki z wynikiem pozytywnym na obecność *Campylobacter* były związane z brudnymi klatkami transportowymi. Jeśli zakłady dokonują partiiowania produktu (w celu osiągnięcia niezależności mikrobiologicznej) na zasadzie stada, mogą czyścić i klatki transportowe mogą być czyszczone i sanityzowane pomiędzy każdym stadem, aby zachować niezależność mikrobiologiczną.

Punkty kluczo we

Pióra, skóra, wola, okrężnica, jelito ślepe i kloaka ptaków przeznaczonych do uboju są często silnie skażone *Campylobacter*.

Klatki transportowe są ważnym źródłem krzyżowego zakażenia ptaków

Można kontrolować ruch pracowników i przepływ powietrza, aby zapobiec zanieczyszczeniu krzyżowemu i zmniejszyć poziom *Campylobacter*. Można zapewnić dodatni przepływ powietrza od wewnątrz do zewnątrz zakładu. Standardowe procedury operacyjne i szkolenia, w tym zmiana odzieży i obuwia po przybyciu na miejsce, oddzielne pomieszczenia dla pracowników „brudnych” i „czystych” oraz ograniczenie przemieszczania się pracowników to środki, które można zastosować.

Jedno z badań wykazało, że odzież pracowników jest źródłem skażenia ptaków w odniesieniu do *Campylobacter* (Herman, et al., 2003).

Większość zakładów prowadzi szczegółową ewidencję dostawców i harmonogramów uboju w podziale na partie w celu monitorowania produkcji lub wydajności produktów. Zakład może wykorzystać te dane do skorelowania swoich wewnętrznych programów badawczych w celu ustalenia, czy istnieją dostawcy, którzy rutynowo dostarczają ptaki o

wysokim obciążeniu mikrobiologicznym.

Rozwiązanie problemu potencjalnych źródeł skażenia u dostawców może obniżyć poziom drobnoustrojów w ptakach przychodzących przy odbiorze, a tym samym zmniejszyć ładunki drobnoustrojów, zwłaszcza patogenów, w schłodzonych tuszach.

Zalecane najlepsze praktyki - przyjmowanie i podwieszanie żywych ptaków

1. Kontrolować przepływ powietrza i organizację ruchu.
2. Zapewnienie szkoleń SSOP i pracowników.
3. Planowanie uboju stad na podstawie ładunków patogenów.

Ogłuszanie i wykrwawianie

Jest to moment w procesie uboju, w którym ptak jest ogłuszany, krojony i wykrwawiany. Metody ogłuszania pozbawiają ptaki przytomności. Metoda ogłuszania może być elektryczna, mechaniczna lub chemiczna.. Wykrwawienie zapewnia śmierć w wyniku uboju i sprawia, że drób przestaje oddychać, zanim trafi do oparzarki ([9 CFR 381.65\(b\)](#)).

Ogłuszanie ogranicza szamotaninę się i konwulsje. Jednak trzepotanie i drżenie skrzydeł, które może wystąpić w wyniku ogłuszania elektrycznego, może spowodować przeniesienie patogenów bakteryjnych z wnętrza na zewnątrz ptaka oraz na pobliskie ptaki i urządzenia.

Ciągłe ogłuszanie gazowe lub kontrolowane ogłuszanie atmosferyczne (CAS) to dodatkowa dostępna metoda ogłuszania, która wykorzystuje kombinację gazów (np. dwutlenek węgla, argon i azot) do ogłuszania ptaków przed zawieszeniem ich na linii. Każda metoda ogłuszania musi być monitorowana i kontrolowana w celu zapewnienia skuteczności. Badanie przeprowadzone przez Musgrove'a i wsp. (1997) wykazało wzrost liczby bakterii *Campylobacter* w popłuczynach tusz zebranych po ogłuszeniu. Dobre praktyki wycofywania paszy mogą w znacznym stopniu ograniczyć ten problem. Dzięki zmniejszeniu ilości wydalanych odchodów zakłady mogą ograniczyć krzyżowe skażenie odchodami powierzchni tuszek, zbiornika do wyparzania oraz sprzętu do usuwania piór. Zmniejsza to poziom *Campylobacter* przenoszony do kolejnych etapów. Rysunek 2 przedstawia młode kurczęta wchodzące do ogłuszacza z minimalnym zanieczyszczeniem zewnętrznym odchodami.

Rysunek 2



Najlepsza praktyka: Na piórach tych młodych kurcząt widać minimalne zanieczyszczenie odchodami w momencie wprowadzania ich do ogłuszacza. Te ptaki spokojnie wchodziły do ogłuszacza.

Oparzanie

Oparzanie przygotowuje tusze do usuwania piór poprzez rozbicie białek utrzymujących pióra w miejscu i otwarcie mieszków piór. Jest to moment w procesie uboju, w którym tusze są umieszczane w gorącej wodzie, aby ułatwić usuwanie piór i jest to pierwsze miejsce w procesie przetwarzania, w którym tusze są narażone na działanie wspólnej kąpeli, co może umożliwić komórkom *Campylobacter* z tusz o dodatnim odczynie rozprzestrzenianie się *Campylobacter* na tusze o ujemnym odczynie. Jednakże oparzanie może zmniejszyć poziom *Campylobacter* na tuszach, ponieważ na tym etapie usuwa się znaczną część brudu, ściółki i odchodów z tusz. Zanieczyszczenie *Campylobacter* konsekwentnie zmniejsza się, gdy oparzanie jest dobrze kontrolowane (Slavik i in., 1994; Hinton i in., 2004).

Problemem jest woda z oparzarki, która zawiera wysokie stężenie materiału kałowego. Ptaki mogą trafiać do zakładów uboju z nadmierną ilością odchodów na piórach, które są zmywane w wodzie z oparzarki. Rysunek 3 przedstawia zbiornik do oparzania zanurzeniowego z nadmiernym zanieczyszczeniem materiałem kałowym. Berrang i Dickens (2000) stwierdzili obecność 3,80 log₁₀ CFU/g *Campylobacter* w skórze piersi przed wprowadzeniem do zbiornika do oparzania.

Bakteria *Campylobacter* może być obecna w skórze kurcząt, co może ułatwiać jej przetrwanie w trakcie oparzania (Lee i in., 1998). Bakterie obecne w brudnej wodzie mogą być wmasowywane w skórę i otwarte mieszki piór. Ponadto, materiał organiczny może zostać zatrzymany na powierzchni ptaka w wyniku patroszenia i trafić do schładzarki, dezaktywując chlor i uniemożliwiając dezynfekcję. Oparzanie nie jest w stanie pokonać dużej liczby patogenów przeniesionych z poprzednich etapów. Aby ograniczyć ten problem, szczotka i myjka dla ptaków, stosowane przed oparzeniem, mogą usunąć część zanieczyszczeń i odchodów.

Istnieją dwie metody oparzania:

- natryskiwanie parą
- zanurzanie w wodzie

Systemy natrysku parowego działają poprzez zastosowanie mieszaniny pary wodnej i powietrza o temperaturze i ciśnieniu umożliwiającym sparzenie powierzchni tusz. Oparzanie zanurzeniowe jest przeprowadzane przez umieszczenie tusz w zbiorniku z gorącą wodą. Zbiorniki są jedno- lub wielostopniowe. Oparzanie zanurzeniowe jest bardziej powszechne niż oparzenie parowe. Jednak w odpowiednich warunkach obie metody mogą ograniczyć występowanie *Campylobacter* na tuszach.

Rysunek 3



Nie zaleca się: W oparzance znajduje się nadmierna ilość materiału kałowego.

Kilka czynników może ograniczyć zanieczyszczenie na etapie oparzania. Woda wpływająca do zbiornika w idealnym przypadku przemieszcza się przez system, płynąc w kierunku przeciwnym do napływających tusz.

Przepływ ten tworzy gradient brudna do czystej. Tusze przechodzące przez zbiornik są myte przez coraz czystsza wodę. Wiele zbiorników etapowych stwarza więcej okazji do oczyszczenia tusz (Cason i in., 2000). Duże prędkości przepływu wody i odpowiednie mieszanie powodują rozcieńczenie suchej masy i ładunku bakterii w zbiorniku (Cason i in., 2001).

pH wody jest kluczowym parametrem operacyjnym, który należy monitorować. Wyższe, bardziej alkaliczne pH ($9.0 \pm .2$) jest najlepsze dla redukcji *Campylobacter* w wodzie (Humphrey & Lanning, 1987).

Zmniejszenie pH do bardziej kwaśnego (3-4 skutecznie obniża poziom *Campylobacter* (Okrend, et al., 1986). Zakłady mogą początkowo monitorować pH w zbiornikach do oparzania tak często, jak to konieczne, w celu określenia wysokich i niskich wartości pH występujących podczas pracy. Gdy zakłady są w stanie utrzymać pożądaną odczyn pH, monitorowanie jest mniej potrzebne.

Punkty kluczowe

Oparzanie jest ważnym etapem, który może zmniejszyć poziom *Campylobacter* w tuszach.

Należy uważnie monitorować pH wody.

Oparzanie może być stosowane jako środek interwencyjny, jeśli pH jest odpowiednio utrzymywane w zbiorniku oparzarki.

Kwas moczowy pochodzący z odchodów drobiu może obniżyć pH z 8,4 do 6,0 w czasie krótszym niż 2 godziny (Humphrey, 1981). Substancje organiczne w zbiorniku działają jak bufor, który utrzymuje bardziej neutralne pH (6-7). *Campylobacter* jest najbardziej odporna na ciepło przy pH 7,0 (Humphrey & Lanning, 1987).

Zrozumienie charakterystyki wody jest ważnym aspektem w przypadku operacji uboju drobiu. Źródło (studnia, uzdatniona woda powierzchniowa lub woda miejska), twardość, zawartość minerałów i pH mają wpływ na zabójcze działanie wszelkich przeciwdrobnoustrojowych substancji chemicznych dodawanych do wody, a twardość wody może wpływać na zdolność wody do wypłukiwania bakterii ze skóry tusz podczas przetwarzania (Hinton & Holser, 2009). Zakłady drobiarskie korzystające z więcej niż jednego źródła wody mogą rozważyć potencjalny wpływ źródła wody na stosowane środki chemiczne. [FSIS](#)

[Directive 7120.1 Safe and Suitable Ingredients used in the Production of Meat, Poultry, and Egg Products](#) i [9 CFR 424.21](#) przedstawiają listę zatwierdzonych substancji chemicznych, które mogą być stosowane w oparzeniach. Dodatki podnoszące pH podczas parzenia okazały się skuteczne w ograniczaniu występowania *Campylobacter* (Berrang i in., 2006).

Większość amerykańskich przetwórców drobiu woli oparzanie twarde od miękkiego. W przypadku oparzania twardego czas oparzania w wyższej temperaturze jest krótszy niż w przypadku oparzania miękkiego. Takie podejście pozwala na lepsze usunięcie zewnętrznej warstwy skóry (naskórka). Prawidłowa temperatura wody przez odpowiedni czas jest ważna dla przygotowania tusz do usuwania piór. Właściwa temperatura wody zmniejsza również ilość wad obróbki. Gdy temperatura wody jest zbyt wysoka, tusze stają się tłuste. Taka tłustość ułatwia *Campylobacter* przyleganie do powierzchni skóry. Jeśli tusze są nadmiernie sparzone, mięso może zacząć się gotować, a tusze mogą zostać oznaczone jako niedopuszczalne i odrzucone przez inspektorów FSIS z powodu nadmiernego sparzenia, zgodnie z [9 CFR 381.92](#). Jeśli temperatura jest zbyt niska, zbiornik staje się pożywką dla bakterii. *Campylobacter* nie może się rozwijać w temperaturze wyższej niż 116,6 °F

(47°C). Dlatego temperatury wyparzania wyższe niż 116,6°F (47°C) mogą być wystarczające do kontroli rozwoju *Campylobacter*. W tabeli 2 przedstawiono powszechnie stosowane czasy i temperatury oparzania dla różnych klas drobiu.

Tabela 2. Powszechne czasy i temperatury oparzania

Klasa drobiu		Czas/sekundy	Temperatura /°F	Temperatura/°C
Brojler	(mocno oparzony)	30-75	138,2-147,2	59-64
Brojler	(lekko oparzony)	90-120	123,8-129,2	51-54
Indyki		50-125	138,2-145,4	59-63

Podczas gdy blanszowanie w temperaturze powyżej 116,6 °F (47 °C) kontroluje wzrost *Campylobacter* i inicjuje inaktywację, blanszowanie w temperaturze 132 °F (56 °C) najskuteczniej zmniejsza liczbę *Campylobacter* (Slavik i in., 1995).

Niektóre tradycje religijne zabraniają oparzania. W przypadku uboju koszerne tusze są moczone w zimnej wodzie, aby ułatwić usuwanie piór. Zakłady mogą brać pod uwagę ten potencjalny efekt przy podejmowaniu decyzji dotyczących praktyk sanitarnych stosowanych w dalszej części procesu, ponieważ duża liczba patogenów niezredukowanych podczas oparzania może zostać przeniesiona na kolejne etapy procesu uboju.

Zalecane Najlepsze Praktyki - Oparzanie

1. Woda powinna płynąć przeciwnie do tusz.
2. Zapewnić duże natężenie przepływu wody z odpowiednim mieszaniem w celu rozcieńczenia suchej masy i bakterii.
3. Stosować zbiorniki wielostopniowe.
4. Utrzymywanie pH wody na poziomie wyższym lub niższym od optymalnego pH dla wzrostu *Campylobacter* (6,5-7,5).
5. Stosować systemy szczotek do czyszczenia ptaków przed oparzeniem w zbiorniku.
6. Utrzymywanie temperatury oparzania 132°F lub wyższej.

Oczyszczanie z piór

Proces usuwania piór ma na celu usunięcie piór i wierzchniej warstwy skóry przed wypatroszeniem. Tusze zazwyczaj przechodzą przez gumowe palce zbierające, które mechanicznie usuwają pióra z tuszy. W większości zakładów stosuje się proces ciągły. Jednak w zakładach o małej skali produkcji czasami stosuje się procesy wsadowe (nieciągłe; wykonywane w określonych, zdefiniowanych i ograniczonych odstępach czasu) i ręczne.

Kluczowe znaczenie ma właściwa kontrola procesu podczas pobierania. Do krzyżowego zakażenia tusz bakteriami

Campylobacter występuje podczas zbierania tusz z powodu kontaktu ze skażonymi gumowymi palcami zbieracza i skażoną wodą do ponownego użycia (Geornaras, et al., 1997, Wempe, et al., 1983). Materiał kałowy jest uwalniany, gdy palce skubacza mieszają i pocierają tusze, co może prowadzić do krzyżowego zakażenia materiałem kałowym pomiędzy tuszami (Allen i in., 2003). Kilku badaczy stwierdziło, że poziom bakterii *Campylobacter* wzrasta podczas tego etapu (Berrang & Dickens, 2001).

Zaleca się regularną dezynfekcję i konserwację sprzętu w celu zminimalizowania zakażeń krzyżowych w przypadku pobierania partiami lub w trybie ciągłym. Idealna temperatura płukania tusz po usunięciu piór wynosi 160° F.

Chlor, kwas octowy i nadtlenek wodoru to rodzaje płukanek chemicznych stosowanych podczas usuwania piór. Jeśli ptaki są skubane ręcznie, zakład może zapobiegać zanieczyszczeniu krzyżowemu poprzez utrzymywanie obszaru skubania w jak największej czystości i zapobieganie gromadzeniu się piór.

Zakłady mogą stosować mycie lub interwencje antybakteryjne po zakończeniu usuwania piór. Jednakże, nie wolno myć przeciętych powierzchni udźców do czasu zakończenia badania poubojowego FSIS ([9 CFR 381.76](#), Post-mortem inspection). W przeciwnym razie wysięk patologiczny może zostać usunięty lub zasłonięty i uniemożliwić wykrycie zapalenia błony maziowej przez inspektorów.

Punkty kluczowe

Dobre procedury kontroli procesu podczas pobierania tusz mają kluczowe znaczenie i mogą ograniczyć występowanie *Campylobacter*.

Materiał kałowy jest uwalniany, gdy palce zbierającego mieszają i pocierają tusze, co może prowadzić do zakażenia krzyżowego pomiędzy tuszami.

Kwestia ponownego wykorzystania wody została omówiona w [9 CFR 416.2\(g\)\(3\)](#). Rozporządzenie to stanowi, że woda, lód i roztwory mogą być ponownie wykorzystane do tego samego celu, jeżeli podjęte zostaną środki w celu zmniejszenia skażenia fizycznego, chemicznego i mikrobiologicznego, aby zapobiec skażeniu lub zafałszowaniu produktu. Od zakładu wymaga się posiadania danych na poparcie wszystkich decyzji dotyczących ponownego użycia, w tym decyzji, że ponowne użycie spowoduje lub nie spowoduje zafałszowania ([9 CFR 416.2\(g\)\(2\)](#)).

Zalecane Najlepsze Praktyki - Usuwanie piór

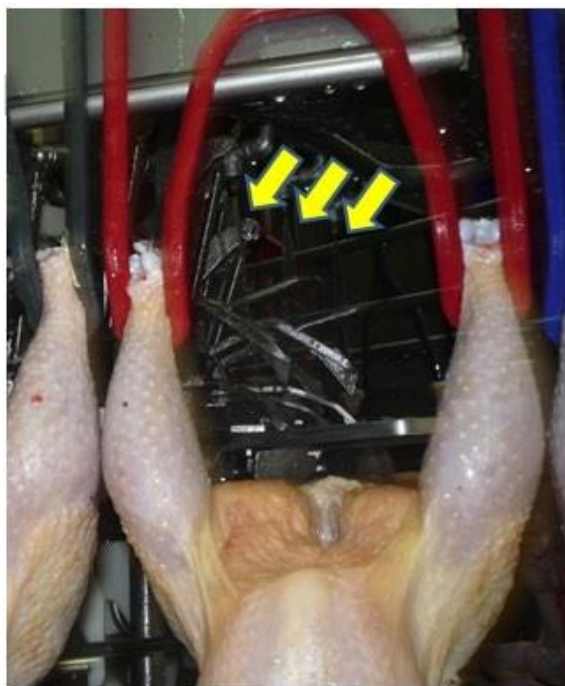
1. Zapobieganie gromadzeniu się piór na sprzęcie.
2. Regularne czyszczenie i konserwacja gumowych palców do usuwania piór.
3. Zapewnienie pokrycia środkiem odkażającym szyn i sprzętu do usuwania piór.
4. Stosować interwencyjne płukanie antybakteryjne po zakończeniu usuwania piór.
5. Naukowo poprzeć każdy plan ponownego wykorzystania wody.

Wytrzewianie

Patroszenie to etap procesu, w którym z tuszek drobiowych usuwa się narządy wewnętrzne i wszelkie wady przetwórcze w celu przygotowania ich do schłodzenia. Patroszenie obejmuje wiele procesów. Rozpoczyna się w punkcie przekazania (tj. w punkcie ponownego zawieszenia), a kończy się, gdy tuszka trafia do schładzarki. Jest to punkt w procesie uboju, w którym następuje usunięcie wnętrzości (w tym przewodu pokarmowego i jadalnych podrobów, takich jak serce, wątroba i żołądek) w sposób zautomatyzowany lub ręczny, wraz z wszelkimi okrojeniami wad przetwórczych z tuszek drobiowych w celu przygotowania ich do schłodzenia. Jeśli wnętrzości nie są odpowiednio traktowane lub jeśli nie są przestrzegane praktyki higieniczne pracowników, może dojść do wzrostu zanieczyszczenia mikrobiologicznego. Praktyki wycofywania paszy mają wpływ na kontrolę procesu na tym etapie.

Aby proces patroszenia przebiegał prawidłowo, tusze muszą być prawidłowo umieszczane na szeklach i monitorowane w trakcie przechodzenia przez system. Ostrza są idealnie naostrzone, a uwagę zwraca się na rutynowe i dokładne czyszczenie. Rysunek 4 przedstawia zautomatyzowany system otwierający, w którym stosuje się wymienne ostrza czyszczone między kolejnymi tuszami.

Rysunek 4



Najlepsza praktyka: Ostrza wymienne (w środku zdjęcia) są myte między kolejnymi tuszami (żółte strzałki), aby ograniczyć zanieczyszczenie krzyżowe. Ostrza są wymieniane codziennie, co minimalizuje zanieczyszczenie krzyżowe w porównaniu z ostrzami wymienianymi rzadziej.

Punkty kluczowe

Patroszenie rozpoczyna się w momencie rozwieszania i kończy się w momencie, gdy tusza trafia do chłodziarki.

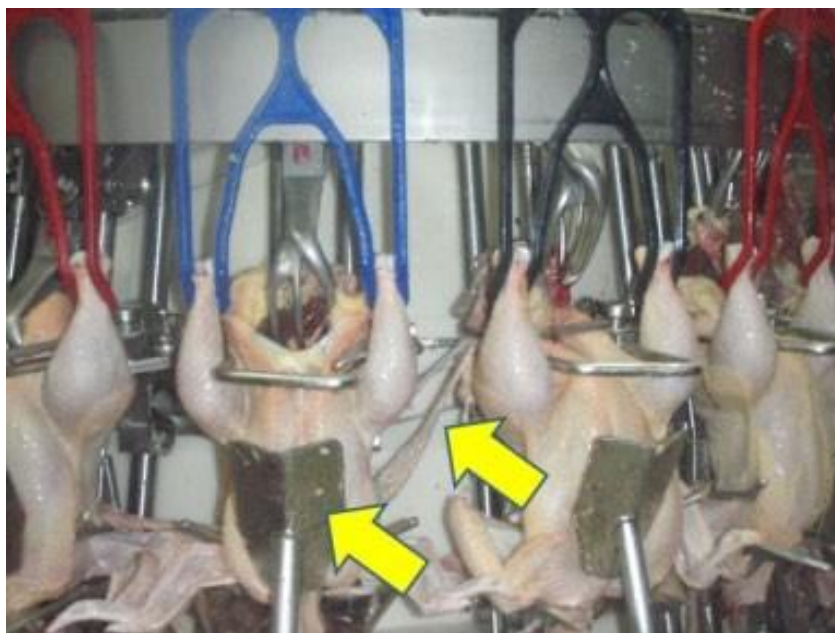
Praktyki związane z pobieraniem paszy mają wpływ na kontrolę procesu na całym etapie patroszenia.

Aby proces patroszenia przebiegał sprawnie, tusze muszą być prawidłowo umieszczane na szeklach, a maszyny muszą być dostosowane do wielkości ptaków.

Utrzymywanie sprzętu w dobrym stanie sanitarnym, wolnym od treści jelitowej i segmentów, jest ważne dla zachowania dobrej kontroli procesu. Rysunek 5 przedstawia wnętrzności, które dostały się do maszyny, a także tłuszcz i tkanki nagromadzone na płytach piersiowych i innych powierzchniach, które nie są wystarczająco płukane i czyszczone pomiędzy tuszami.

Praktyki te mogą prowadzić do zanieczyszczeń krzyżowych.

Rysunek 5



Nie zaleca się: Wnętrzności utknęły w maszynie, a na płytkach piersiowych i prętach wokół skrzydeł i nóg gromadzi się produkt (żółte strzałki).

Zautomatyzowane przenoszenie (ponowne zawieszanie), a nie ręczne, tusz pomiędzy liniami do ubijania i patroszenia może ograniczyć zanieczyszczenie krzyżowe powierzchni zewnętrznych. Sprzęt używany w całym procesie patroszenia może być zainstalowany, wyregulowany, a wydajność maszyny skutecznie skalibrowana w celu dostosowania do wielkości, kształtu, płci, zdolności trawienia paszy i średniej żywej wagi ptaków przeznaczonych do uboju. Rozważania te dotyczą również procesów patroszenia ręcznego. Rysunek 6 przedstawia ręczny pistolet do wentylowania, który jest płukany wodą chlorowaną pomiędzy kolejnymi tuszami.

Przetwarzanie stad o różnych przedziałach wagowych może skutkować niską wydajnością maszyn patroszących. Niespójne rozmiary tuszek (na przykład z powodu słabego ujednolicenia wielkości ptaków w obrębie budynku hodowlanego lub przetwarzania razem samców i samic) mogą powodować błędne cięcia i zanieczyszczenie odchodami. Jeśli maszyny są ustawione na średnią wagę stada, tuszki drobiowe, które są cięższe lub lżejsze, mogą nie zostać prawidłowo wypatroszone. Jeśli tuszki są lżejsze lub cięższe, niż mogą pomieścić maszyny, istnieje większe prawdopodobieństwo, że ich przewody pokarmowe zostaną rozcięte, co spowoduje zanieczyszczenie zarówno tuszek, jak i sprzętu. Maszyny muszą być utrzymywane w optymalnym stanie i odpowiednio wyregulowane. Nieutrzymywanie maszyn do patroszenia w optymalnym stanie może skutkować uszkodzeniem jelit, co prowadzi do zanieczyszczenia tusz.

Sprzęt, taki jak urządzenia do usuwania roślin, może łatwo ulec skażeniu *Campylobacter*, powodując późniejsze zakażenie krzyżowe tusz. W niektórych zakładach co najmniej połowa powierzchni tuszek jest skażona treścią roślinną i treścią z górnego odcinka przewodu pokarmowego bezpośrednio przed patroszeniem (Byrd i in., 2002). Wyciąganie wnętrzności z jamy ciała może spowodować przeniesienie treści roślinnej i treści z górnego odcinka przewodu pokarmowego do wnętrza jamy ciała (Byrd i in., 2002). Zakłady drobiarskie mogą odnieść korzyści ze świadomości tych czynników prowadzących do skażenia i mogą wdrożyć niezbędne kontrole maszyn w celu zapewnienia, że sprzęt do patroszenia rzeczywiście działa skutecznie.

Rysunek 6



Najlepsza praktyka: Ten ręczny pistolet wentylujący jest płukany wodą chlorowaną, doprowadzaną do pistoletu czerwonym węz, pomiędzy każdą tuszą..

Płukanie lub spryskiwanie tusz może być skutecznym sposobem usuwania przypadkowych zanieczyszczeń z powierzchni tuszy podczas patroszenia. Jednakże zakłady mogą dążyć do konsekwentnego wdrażania sanitarnych procedur obróbki w celu kontroli patogenów. Wykazano, że płukanie z użyciem środków przeciwdrobnoustrojowych zmniejsza liczbę bakterii *Campylobacter* o 1,5 log

(Bashor, et al., 2004). Stosując wodne środki płuczące i natryskowe, zakłady mogą brać pod uwagę ciśnienie wody. W pewnych badaniach stwierdzono, że podwyższone ciśnienie natrysku może powodować wnikanie bakterii do mięśni lub skóry, a nie ich wypłukiwanie (Buncic i Sofos, 2012).

Uwaga: W niniejszych wytycznych stosuje się termin „wolny dostępny chlor” w odniesieniu do części na milion (ppm) chloru. Wolny dostępny chlor to stężenie kwasu podchlorawego (HOCL) i jonów podchlorynowych (OCL)

występujących w wodzie chlorowanej. (Odniesienie: Handbook of Chlorination and Alternative Disinfectants, Geo. Clifford White, Fourth Edition 1998. Wiley Interscience).

Środki płuczące lub spryskujące mogą być zaprojektowane, zainstalowane i skalibrowane w celu usuwania przypadkowych zanieczyszczeń. W przypadku niewłaściwego zaprojektowania lub wdrożenia, płukanie lub spryskiwanie może nie być skuteczne w usuwaniu zanieczyszczeń, a nawet może powodować rozprzestrzenianie się zanieczyszczeń z jednej części tuszy na inną część lub nawet na sąsiednie tusze. Rysunek 7 przedstawia płukankę, która nie jest skalibrowana do zmywania zanieczyszczeń. Rysunek 8 przedstawia spryskiwacze, które rozprzestrzeniają zanieczyszczenia na inne części tuszy.

Kluczowy punkt

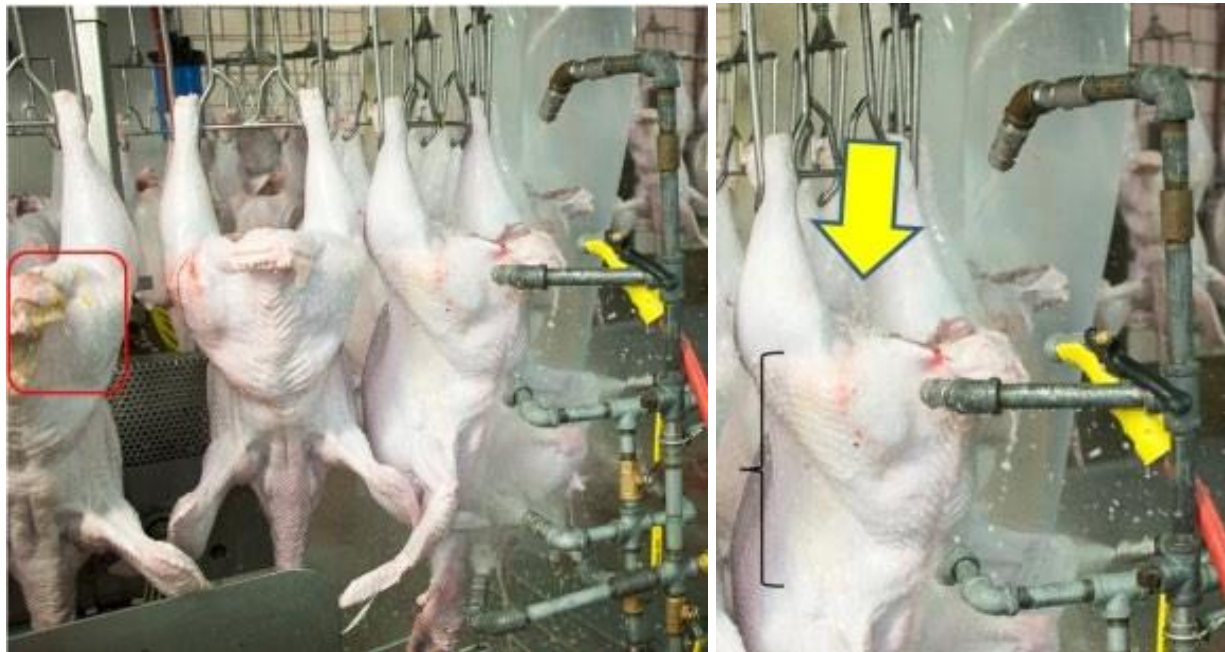
Interwencje przeciwdrobnoustrojowe nie zastępują konsekwentnego wdrażania sanitarnych praktyk obróbki.

Rysunek 7



Nie zaleca się: Płukanki nie są ustawione tak, aby zmyć zanieczyszczenia z powierzchni ogona. Po lewej stronie skażona tusza przesuwana jest po linii w kierunku dwóch myjni. Po prawej stronie tusza przemieściła się obok myjni, a zanieczyszczenie pozostało. W tej sytuacji, jeśli dysze zostaną przesunięte w górę, istnieje prawdopodobieństwo, że z powodu wysokiego ciśnienia i kąta natrysku zanieczyszczenia nie zostaną zmyte, lecz rozprzestrzenią się na sąsiednie obszary tuszy.

Rysunek 8



Nie zaleca się: Nadmierny rozprysk powoduje rozprzestrzenianie się zanieczyszczeń na sąsiednie obszary tuszy. W zbliżeniu po prawej stronie środkowa belka rozpylająca powoduje rozpryskiwanie wody od uda w górę, przez tylną część uda i na brzuch (pod żółtą strzałką), skąd spływa ona w dół po piersi. Zanieczyszczony obszar otworu wentylacyjnego widoczny po lewej stronie (wewnątrz czerwonej ramki) nie zostanie zmyty po przejściu przez środkową belkę natryskową.

Zamiast tego rozprzestrzeni zanieczyszczenie na sąsiednie obszary. Dotyczy to również słabo zaznaczonego żółtego zanieczyszczenia na zewnętrznej stronie uda i boku ptaka (czarny pasek na prawym obrazku).

Zaleca się wielokrotną kontrolę *Campylobacter* w trakcie całego procesu patroszenia. Patogeny nie są skutecznie usuwane za pomocą jednego płukania tuszki, a w walce z patogenami najlepiej sprawdza się podejście z wieloma przeszkodami.

Niektórzy przetwórcy drobiu stale produkują tusze z wynikiem dodatnim na obecność *Campylobacter*, podczas gdy inni produkują tusze, w których po przeprowadzeniu badania zwykle nie stwierdza się wykrywalnych poziomów *Campylobacter*. Te zmienne wyniki testów mogą być rezultatem różnic w praktykach obróbki sanitarnej. Praktyki obróbki sanitarnej są stosowane podczas całego procesu uboju w sposób zapewniający uzyskanie czystego, bezpiecznego, pełnowartościowego produktu drobiowego w warunkach sanitarnych. Na przykład wskaźniki widocznych zanieczyszczeń na tuszkach po usunięciu wola są bardzo zróżnicowane w zależności od praktyk jego usuwania. W niektórych zakładach mniejsza liczba woli pęka, ponieważ są one usuwane w kierunku głowy (i w dół), a nie w kierunku wlotu klatki piersiowej (i w górę) (Buhr i in., 2000).

Jest to ważny aspekt w zwalczaniu *Campylobacter*, ponieważ tkanki wola często zawierają *Campylobacter* (Byrd i in., 1998).

Należy pamiętać, że niektóre tusze mogą zostać przypadkowo zanieczyszczone odchodami i treścią pokarmową, nawet w przypadku stosowania rygorystycznych praktyk obróbki sanitarnej. Zanieczyszczenie kałem można jednak zminimalizować stosując rygorystyczne praktyki obróbki sanitarnej.

Zalecane Najlepsze Praktyki - Patroszenie

1. Regularnie reguluj i konserwuj sprzęt w zależności od potrzeb, aby dostosować go do wielkości ptaków.
2. Wdrażanie płukania antybakteryjnego w celu ograniczenia zanieczyszczenia sprzętu.
3. Wdrożenie wielu etapów w celu ograniczenia patogenów.

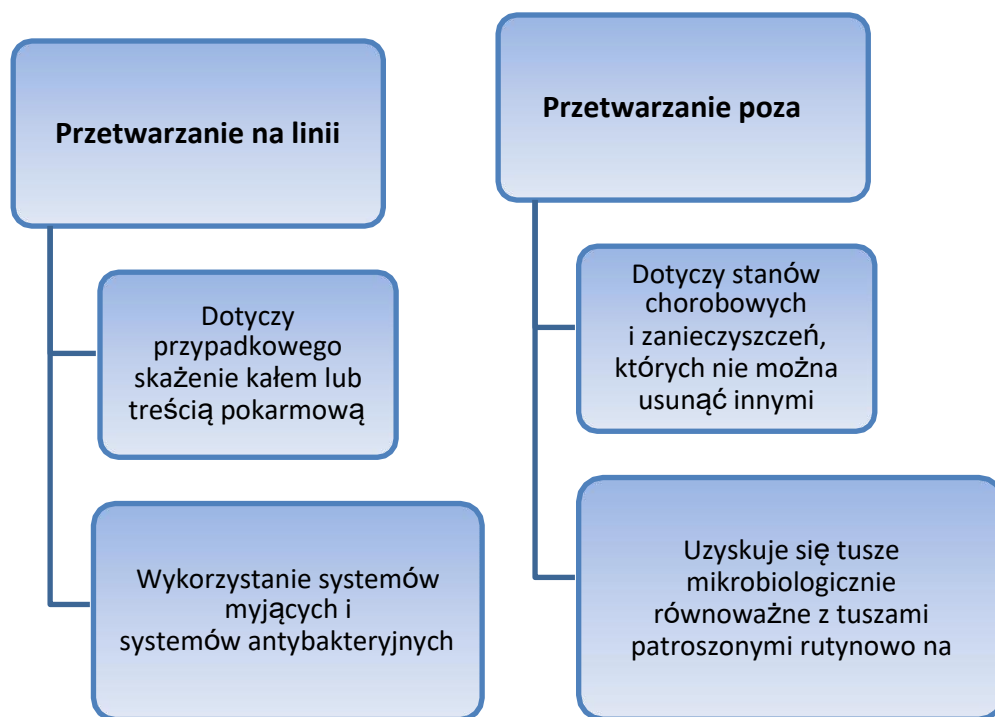
Chłodzenie

Jest to punkt, w którym wypatroszone tusze są schładzane w celu zahamowania rozwoju drobnoustrojów i spełnienia wymogów prawnych dotyczących [9 CFR 381.66\(b\)\(3\)](#). Dodatkowe informacje na temat wymagań dotyczących schładzania można znaleźć w Przewodniku zgodności FSIS: [Modernization of Poultry Slaughter Inspection: Chilling Requirements](#)..

Zastosowanie interwencji przeciwdrobnoustrojowych dla ponownej obróbki na linii i poza nią oraz podczas procedur schładzania

Systemy powtórnej obróbki są stosowane do zwalczania *Campylobacter* w widocznie zanieczyszczonych tuszach. Zarówno systemy obróbki na linii produkcyjnej (OLR), jak i poza linią produkcyjną (OFLR) mogą być stosowane do usuwania przypadkowych zanieczyszczeń podczas patroszenia. Przetwarzanie na linii produkcyjnej nie jest „środkiem zaradczym” ani nie zastępuje złych praktyk obróbki sanitarnej podczas patroszenia. System przygotowania sprzętu do ponownego użycia na linii produkcyjnej może być w stanie usunąć widoczne zanieczyszczenia, ale niewidoczne zanieczyszczenia mogą pozostać, jeżeli interwencja jest niewystarczająca.

UWAGA: Przed wprowadzeniem do systemu chłodzenia tusze muszą być wolne od widocznych zanieczyszczeń kałowych, zgodnie z wymogami [9 CFR 381.65\(f\)](#).



FSIS zamieściła listy zatwierdzonych systemów OLR i OFLR. Listy te są regularnie aktualizowane i dołączone do dyrektywy FSIS 7120.1, Safe and Suitable Ingredients Used in The Production of Meat, Poultry, and Egg Products.

Jeśli zakład chce stosować system OLR lub OFLR, który nie został zatwierdzony przez FSIS Risk Management and Innovations Staff (RMIS) lub chce zmodyfikować zatwierdzony system OLR lub OFLR, zakład jest odpowiedzialny za przedłożenie protokołu do FSIS z wnioskiem o pozwolenie na przeprowadzenie prób w zakładzie. Zgodnie z Memorandum of Understanding (MOU) pomiędzy FDA i FSIS, FSIS będzie konsultować się z FDA w sprawie bezpieczeństwa proponowanej substancji chemicznej. FSIS dokona przeglądu protokołu pod kątem wszelkich zakazów, które mogą potencjalnie wpłynąć na bezpieczeństwo produktu, bezpieczeństwo personelu inspekcyjnego, zakłócić procedury inspekcji lub wymagać zmiany przepisów Agencji. Jeżeli zezwolenie na przeprowadzenie próby w zakładzie zostanie udzielone, FSIS wyda pismo zezwalające na przeprowadzenie próby w zakładzie. Więcej informacji na temat prób w zakładzie można znaleźć w wytycznych [FSIS Compliance Guideline Procedures for New Technology Notifications and Protocols](#).

Zakład, w którym stosuje się chlor lub inne środki przeciwdrobnoustrojowe w ramach procedur obróbki sanitarnej i kontroli procesu lub w którym stosuje się mycie tusz przed schładzaniem, co może wpływać na pH wody w schładzarce, może rozważyć wpływ pH na skuteczność środków przeciwdrobnoustrojowych stosowanych w schładzarce.

Dalsze przetwarzanie

Ta część wytycznych zawiera informacje dla zakładów, które zajmują się dalszą obróbką surowych tuszek drobiowych w celu wytworzenia produktów takich jak:

- Części drobiowe
- Produkty drobiowe nastrzykiwane, mechanicznie kruszone lub rozdrabniane próżniowo
- Rozdrobnione (w tym mielone) produkty drobiowe (w tym produkty takie jak pasztety i kielbasy wytwarzane z rozdrobnionego drobiu)
- Faszerowane produkty z kurczaka

Punkt kluczowy

Produkty rozdrobnione to takie, które są mielone, mechanicznie oddzielane lub ręcznie albo mechanicznie usuwane i dalej siekane, płatkowane, mielone lub w inny sposób przetwarzane w celu zmniejszenia wielkości cząstek.

Surowce mogą wpływać na status patogenetyczny rozdrobnionego produktu

Niektóre części drobiu mogą być bardziej narażone na skażenie patogenami i dlatego są bardziej ryzykowne w przypadku wykorzystywania ich jako materiałów źródłowych do produkcji rozdrobnionych produktów drobiowych. Badanie FSIS Chicken Parts Baseline (FSIS, 2013) wykazało, że szyjki kurcząt były znacznie bardziej narażone na zakażenie *Campylobacter* (55%) niż inne części, w tym piersi, nogi i skrzydełka (od 16 do 44% dla *Campylobacter*).

Zakłady mogą rozważyć nieużywanie szyjek kurcząt w rozdrobnionych produktach drobiowych lub używanie ich tylko w rozdrobnionych produktach przeznaczonych do obróbki w celu uśmiercenia.

Podobnie, materiały źródłowe w postaci skóry i kości stosowane w rozdrobnionych produktach z kurczaka stanowią zwiększone ryzyko zakażenia *Campylobacter*. Jak omówiono wcześniej, skóra może zawierać *Campylobacter* w mieszkach piór, które mogą zostać odsłonięte podczas mielenia lub innego procesu rozdrabniania i rozprzestrzenić się w całej partii. Skóra szyi kurczaka zwykle jest bardziej zanieczyszczona niż inne części tuszki.

Tabela 3 pokazuje, że mielone i inne surowe rozdrobnione produkty z kurczaka (takie jak kielbaski i paszteciki) pobrane do próby przez FSIS, które zostały wyprodukowane przy użyciu materiałów źródłowych przylegających do skóry, były częściej skażone *Campylobacter*². W tabeli 4 przedstawiono ryzyko związane ze stosowaniem materiałów źródłowych z kością w przypadku rozdrobnionych produktów z indyka.

² Wyniki FSIS Not Ready-to-Eat Comminuted Poultry Exploratory Sampling Project z próbek pobranych od 1 czerwca 2013 r. do 30 czerwca 2015 r.

Tabela 3. Wyniki badań próbek kontrolnych FSIS, surowe rozdrobnione kurczaki według składu materiału źródłowego (6/1/13-6/30/15, 2688 próbek)

Rozdrobnione produkty z kurczaka	Częstość występowania <i>Campylobacter</i> w tym surowcu	Ryzyko obecności <i>Campylobacter</i> w porównaniu z surowcem o najniższej częstości występowania (pozbawionym kości bez skóry)
Oddzielone mechanicznie	20,2 %	11,9-krotny wzrost
Mielone i inne rozdrobnione produkty z kurczaka	Częstość występowania <i>Campylobacter</i> w tym surowcu	Ryzyko obecności <i>Campylobacter</i> w stosunku do surowca częstości występowania (Odkostniony i bez skóry) ³
Z kością i bez skóry	12,1 %	7,1
Z kością i bez skóry	4,4%	2,6
Odkostniony i ze skórą	3,6%	2,1
Odkostniony i bez skóry	1,7%	NIE DOTYCZY

Również wewnątrz kości drobiowych może zawierać patogeny. Ze względu na charakter procesu rozdrabniania, skażenie może rozprzestrzenić się na całą partię lub partię z kilku skażonych kości poprzez zanieczyszczenie krzyżowe. Dane FSIS dotyczące pobierania próbek wskazują, że zarówno surowe rozdrobnione produkty z kurczaka i indyka wyprodukowane przy użyciu materiałów źródłowych z kośćmi są częściej skażone *Campylobacter* niż te wyprodukowane przy użyciu materiałów źródłowych bez kości. W tabeli 3 przedstawiono to dla rozdrobnionych produktów z kurczaka, a w tabeli 4 dla rozdrobnionych produktów z indyka.

W tabelach 3 i 4 podano częstość występowania patogenów w rozdrobnionych produktach w zależności od tego, czy surowiec zawierał kości (kurczak i indyk) czy skórę (tylko kurczak). Analiza wyników pobierania próbek drobiu rozdrobnionego przez FSIS wykazuje, że jest bardziej prawdopodobne, że rozdrobniony kurczak będzie miał pozytywny wynik na obecność *Campylobacter*, jeśli jego materiał źródłowy zawiera zarówno kości jak i skórę (12,1%). Rozdrobnione kurczaki wykonane z materiałów źródłowych pozbawionych kości i skóry miały najniższą częstość występowania *Campylobacter* (1,7% dla *Campylobacter*).

3 W przypadku materiałów źródłowych z kością i bez skóry, częstość występowania *Campylobacter* w rozdrobnionym kurczaku wynosiła 12,1%. W produkcie o najniższej prevalencji, wytworzonym z materiałów źródłowych bez kości i skóry, prevalencja wynosiła 1,7%. Aby obliczyć ryzyko względne, każdy typ materiału źródłowego podzielono przez produkt o najniższym ryzyku: $12.1/1.7 = 7.1$.

Tabele wskazują również, o ile bardziej prawdopodobne jest, że produkty wykonane z różnych materiałów źródłowych będą zawierały *Campylobacter*, w porównaniu z produktem o najniższej częstości występowania (produkty wykonane z materiałów źródłowych bez kości i skóry). Surowe rozdrobnione produkty z kurczaka wykonane z materiałów źródłowych z kością i bez skóry częściej wykazywały pozytywny wynik na obecność *Campylobacter* w porównaniu z produktami wykonanymi z materiałów źródłowych bez kości i skóry.³

Produkty drobiowe oddzielone mechanicznie prawie zawsze zawierają skórę i kości w materiałach źródłowych, ze względu na charakter przetwarzania tego produktu. Wyniki pobierania próbek przez FSIS wskazują, że prevalencja *Campylobacter* była najwyższa w przypadku kurczaków oddzielonych mechanicznie. Z tego powodu zakłady mogą rozważyć nieużywanie mechanicznie odkostnionego kurczaka jako składnika rozdrobnionych produktów niegotowych do spożycia (NRTE) lub używanie go tylko w rozdrobnionych produktach przeznaczonych do obróbki letalnej.

Tabela 4. Wyniki badań próbnych FSIS, surowy rozdrobniony indyk według składu materiału źródłowego (6/1/13-6/30/15, 934 próbki)

Rozdrobnione produkty indyka	Częstość występowania <i>Campylobacter</i> w tym surowcu	Ryzyko obecności <i>Campylobacter</i> w porównaniu z surowcem o najniższej częstości występowania (pozbawionym kości)
Oddzielone mechanicznie	2,4%	1,2-krotny wzrost
Mielone i inne rozdrobnione produkty	Częstość występowania <i>Campylobacter</i> w tym surowcu	Ryzyko obecności <i>Campylobacter</i> w porównaniu z surowcem o najniższej częstości występowania (pozbawionym kości)
Z kością	9,8%	4,9
Odkostniony	2,0%	NIE DOTYCZY

Należy pamiętać, że dane w tabelach 3 i 4 przedstawiają dane FSIS ze wszystkich zakładów, z których pobrano próbki w ramach programu badawczego, bez uwzględnienia ilości skóry i kości poddawanych procesom rozdrabniania. Każdy poszczególny zakład może określić, w jakim stopniu surowce ze skóry i kości mogą przyczyniać się do obecności patogenów w produkcie końcowym. Ustalenie to może być wykonane przez pobieranie próbek i testowanie rozdrobnionych produktów wykonanych z różnych surowców.

Zakłady, które nie testują produktów według surowców, mogą uwzględniać informacje podane w tabelach podczas podejmowania decyzji w swoich procesach. Korzystając z informacji w kolumnie częstości występowania w tabelach, zakłady mogą porównać względne ryzyko stosowania różnych rodzajów surowców. Na przykład, w przypadku braku własnych wyników próbkowania, zakład drobiarski może porównać stosowanie surowców z kością i skórą (12,1% występowania *Campylobacter*) z surowcami bez kości i skóry (3,6%), aby określić, że względne ryzyko wynosi 3,36 (12,1/3,6). Oznacza to, że istnieje około 3 razy większe prawdopodobieństwo, że surowiec z kością spowoduje obecność *Campylobacter* w produkcie końcowym. W związku z tym prawdopodobnie istnieje korzyść z używania surowców pozbawionych kości zamiast surowców z kością.

Dodatkowe wskazówki dotyczące stosowania własnych surowców oraz surowców kupowanych od zakładów zaopatrujących, w tym stosowania certyfikatów analizy lub listów gwarancyjnych, są dostępne w dokumencie [FSIS Guideline for Controlling Salmonella in Raw Poultry](#).

Interwencje

O ile nie stwierdzono inaczej, interwencje (przeciwdrobnoustrojowe środki pomocnicze w przetwórstwie) opisane w tej sekcji zostały poddane przeglądowi pod kątem bezpieczeństwa i przydatności i są wymienione w dyrektywie FSIS 7120.1. Zakłady, producenci interwencji i inni użytkownicy, którzy chcieliby wdrożyć interwencje niewymienione w dyrektywie FSIS 7120.1, musieliby przedłożyć FSIS do przeglądu protokół opisujący proponowaną funkcję substancji w określonym produkcie drobiowym lub mięsnym oraz warunki stosowania, zgodnie z opisem w dyrektywie [FSIS Compliance Guideline Procedures for New Technology Notifications and Protocols](#).

Zakłady mogą rozważyć zastosowanie interwencji podczas dalszego przetwarzania w celu zmniejszenia liczby patogenów. Interwencje przeciwdrobnoustrojowe można stosować na materiałach źródłowych przed dalszym przetwarzaniem, na częściach, podczas mielenia lub innego procesu rozdrabniania oraz podczas mieszania zmielonych lub rozdrobnionych produktów. Przy wyborze środka przeciwdrobnoustrojowego zakłady powinny brać pod uwagę wszystkie obowiązujące wymagania dotyczące oznakowania, zwłaszcza w przypadku dodawania roztworów wodnych do produktów o standardzie identyfikacji, który nie dopuszcza dodawania wody (np. „mielony kurczak”; [9 CFR 319.15\(a\)](#)). Pasteryzacja wysokociśnieniowa (HPP) to kolejna interwencja, którą można zastosować do surowego rozdrobnionego produktu. Chociaż stosowanie interwencji w stosunku do materiałów źródłowych używanych w produktach rozdrobnionych może zmniejszyć liczbę patogenów w produkcie gotowym, to jednak do skażenia może dojść podczas samego procesu, kiedy

skóra lub kości są łamane, uwalniając bakterie, które nie były narażone na działanie środków przeciwdrobnoustrojowych. Zakłady mogą brać pod uwagę te czynniki przy ocenie stosowania interwencji.

Zakłady mogą oceniać adekwatność wszelkich działań interwencyjnych przeciwko *Campylobacter*, które stosują w odniesieniu do części podczas dalszego przetwarzania, w tym surowców przeznaczonych do wykorzystania w stanie nieuszkodzonym (takich jak mielenie lub inne procesy rozdrabniania). Część oceny może obejmować uwzględnienie zmienności poziomów *Campylobacter* w surowcach. To rozważanie ma również zastosowanie do części wysyłanych do innych zakładów w celu dalszego przetwarzania, ponieważ mogą one być wykorzystywane jako surowce w rozdrobnionym lub w inny sposób nieuszkodzonym produkcie surowym.

Działania interwencyjne mające na celu zwalczanie *Campylobacter* można stosować przez spryskiwanie lub zanurzanie (immersję). Na ogół zanurzanie jest skuteczniejsze niż opryskiwanie, ponieważ zapewnia lepsze pokrycie i dłuższy czas kontaktu (Loretz, 2010). Potencjalnym wyzwaniem związanym z zanurzeniem jest utrzymanie odpowiedniego poziomu aktywnego środka chemicznego, ponieważ jest on wchłaniany i neutralizowany przez substancje organiczne, takie jak tłuszcz i białka. Innym wyzwaniem związanym z zanurzaniem jest utrzymanie aktywnego stężenia środka interwencyjnego pomimo naturalnego rozkładu związku w wyniku reakcji chemicznych, ciepła lub światła. Ważne jest, aby z odpowiednią częstotliwością sprawdzać, czy utrzymywane są krytyczne parametry operacyjne antybakteryjnej kąpieli zanurzeniowej. W celu utrzymania skuteczności może być konieczne dodanie większej ilości środka chemicznego lub nawet całkowita zmiana roztworu. Rysunek 9 przedstawia maczanie przeciwdrobnoustrojowe nakładane na elementy drobiowe bez kości i skóry przed rozdrobnieniem.

Rysunek 9



Najlepsza praktyka: Części drobiu bez kości i skóry przed zmieleniem są poddawane kąpeli przeciwdrobnoustrojowej.

Na kolejnych stronach przedstawiono informacje na temat niektórych interwencji przeciwdrobnoustrojowych, które mogą być stosowane podczas dalszego przetwarzania i które zostały przebadane pod kątem zwalczania patogenów podczas dalszego przetwarzania. Informacje te są podsumowane w załączniku do niniejszych wytycznych.

Zakłady muszą przestrzegać limitów w warunkach stosowania środków chemicznych opisanych w [FSIS Directive 7120.1](#) i [9 CFR 424.21](#). Ponadto zakład musi określić optymalne stężenie dla swojego procesu na podstawie krytycznych parametrów operacyjnych zawartych w dokumentacji wsparcia naukowego. Wszelkie zakresy dla pH, stężenia lub innych parametrów zawarte w tej sekcji podano w celu ogólnego wskazania tych wartości, ale nie stanowią one krytycznych parametrów operacyjnych.

Zalecane najlepsze praktyki, interwencje podczas dalszego przetwarzania

1. Stosowanie interwencji przeciwdrobnoustrojowych podczas dalszego przetwarzania może być częścią skutecznego, wieloetapowego podejścia do ograniczania patogenów.
2. Zanurzanie jest na ogół lepszą metodą aplikacji niż spryskiwanie, ponieważ zapewnia pełne pokrycie środkiem interwencyjnym przez dłuższy czas.

Nieorganiczne i organiczne metody oczyszczania na bazie chloru

Chlor jest stosunkowo niedrogi, ma szerokie spektrum działania i działa szybko. Do jego wad należy korozyjność w stosunku do sprzętu przetwórczego przy niskim pH, utrata skuteczności przy wyższych wartościach pH, utrata skuteczności wraz ze wzrostem obciążenia substancjami organicznymi oraz dłuższy czas kontaktu w porównaniu z innymi środkami przeciwdrobnoustrojowymi. Powszechnie stosowane związki chloru obejmują chlor ciekły, podchloryny, chloraminy nieorganiczne i chloraminy organiczne. Chlor jest zwykle stosowany przy pH 6,0-7,5. Wiele pozycji dotyczących chloru do stosowania u drobiu znajduje się w tabeli wyszukiwania [FSIS Directive 7120.1](#) wraz z ich dopuszczalnymi zastosowaniami.

Chlor dodany do wody wytwarza wolny, dostępny chlor w postaci kwasu podchlorawego i jonów podchlorynowych. Kwas podchlorawy jest formą najbardziej zabójczą dla mikroorganizmów.

Zakwaszony chloryn sodu

Zakwaszony chloryn sodu (ASC) to rodzaj związku chloru, który jest silnym utleniaczem. Wnika on do komórek bakteryjnych i osłabia je lub zabija poprzez obniżenie pH wewnątrz nich. ASC jest bezpieczny i odpowiedni do stosowania na tuskach i częściach drobiowych w stężeniach 500-1200 ppm, jak wskazano w

dyrektywie FSIS 7120.1. Stosuje się go przy pH 2,3- 2,7 i zakwasza kwasem organicznym, takim jak kwas mlekowy, kwas cytrynowy lub kwas octowy. Zaletą ASC jest to, że obecność substancji organicznych nie ma na nią tak dużego wpływu jak w przypadku chloru. Oyarzabal et al. (2004) odnotowali redukcję bakterii *Campylobacter* o ~ 1 log, a Mehryar et al. (2005) odnotowali redukcję o 1,5 log bakterii *Campylobacter* na zaszczeplonych podudziach.

Fosforan trisodowy

Fosforan trisodowy (TSP) jest nieorganicznym związkiem o wysokim pH, nie zawierającym chloru. Jego pH wynosi pomiędzy 11-13 i jest stosowany w stężeniach 8– 12%. Zaletą wysokiego pH jest to, że nadaje TSP działanie podobne do detergentu, co może poprawić skuteczność w walce z mikroorganizmami. Główną wadą stosowania TSP jest utylizacja, ponieważ odprowadzanie dużej ilości fosforanów do kanalizacji może stanowić naruszenie lokalnych, stanowych lub federalnych przepisów Agencji Ochrony Środowiska dotyczących odprowadzania ścieków.

Czwartorzędowe związki amoniowe

Czwartorzędowe związki amoniowe (QAC) to grupa dodatnio naładowanych związków organicznych, które mogą mieć właściwości podobne do detergentów (Schmidt, 2012). Większość z nich ma wysokie pH (pH 6-10), są stosowane w stężeniach $\leq 1\%$ i są skuteczne w zabijaniu wielu różnych mikroorganizmów. Przykładem QAC jest chlorek cetylopirydyniowy (CPC). CPC to bezwonny, bezbarwny, stabilny związek, który nie ulega samorozkładowi i na który nie wpływa materiał organiczny. QAC utrzymują się w roztworze przez stosunkowo długi czas. QAC nie są kompatybilne z mydłami, detergentami anionowymi ani roztworami o niskim pH. Po zastosowaniu CPC należy spłukać drób wodą zawierającą nie więcej niż 50 ppm chloru. Główną wadą QAC jest to, że niektóre z nich mogą być mniej skuteczne w twardej wodzie, która zawiera >500 mg/l twardości (Miller, 2012).

Kwasy organiczne i utleniacze organiczne

Kwasy organiczne i utleniacze organiczne stosowane przy odpowiednim pH skutecznie wnikają do bakterii, aby je zahamować lub zabić od wewnątrz. Kwas nadtlenooctowy (PAA) jest utleniaczem organicznym. Był on badany na częściach drobiowych w celu zwalczania patogenów. PAA jest mieszaniną związków nadtlenowych, nadtlenku wodoru i kwasu octowego. Jest to uniwersalny związek, ponieważ dostępne są różne preparaty, które można stosować w szerokim zakresie temperatur (od 0 do 40°C) i szerokim zakresie pH (od 3 do 7,5). Na PAA w mniejszym stopniu niż na chlor oddziałuje białko i inne materiały organiczne. Po dodaniu do chłodziarki w stężeniu 200 ppm przez godzinę czasu kontaktu, PAA wykazał redukcję bakterii *Campylobacter* o 1,5 log (Bauermeister i in., 2008).

Zastosowany jako zanurzacz w stężeniu 1000 ppm PAA i 20 sekundowym czasie kontaktu wykazał redukcję *Campylobacter* o 2,0 log (Nagel et al., 2013). W przeciwieństwie do tego, PAA stosowany w formie sprayu wymaga dłuższego czasu kontaktu/wyższych stężeń, aby osiągnąć podobną redukcję (Bertram i in., 2019).

Badania porównujące interwencje chemiczne

W badaniu przeprowadzonym przez Chen et al.(2014), badacze poddali inokulowane *Campylobacter* części kurczaka (z kością i skórą) działaniu chloru, PAA i CPC o różnych stężeniach w schłodzonym systemie zanurzeniowym przez 25 sekund. PAA i CPC znacząco zmniejszyły liczebność *Campylobacter* w sposób zależny od dawki. Woda i chlor miały niewielki wpływ na redukcję *Campylobacter*.

Inne badanie przeprowadzone przez McKee i wsp. (2013) porównywano redukcję patogenów w wyniku interwencji przeciwdrobnoustrojowych stosowanych na częściach kurczaka, w tym tych używanych do produkcji produktów mielonych. Wstępne badania wykazały, że części zanurzone/zanurzone w zbiorniku zawierającym środki przeciwdrobnoustrojowe uległy największej redukcji. Wyniki tego badania sugerują, że zanurzenia/imersje są bardziej skuteczne niż systemy pojedynczego natryskiwania podczas obróbki części ze względu na dłuższy czas kontaktu i pełne pokrycie.

Bakteriofagi

Bakteriofagi (zwane również fagami) to naturalnie występujące organizmy (wirusy), które zakażają tylko określoną bakterię-gospodarza (Hagens & Loessner, 2010). Fagi nie mogą zakażać ludzi (Lu & Breidt, 2015). Fagi są wszechobecne w środowisku - w wodzie, w glebie i na spożywanej żywności (Guenther, 2009).

Gdy fagi zainfekują bakterie, mogą się w nich namnażać, niszczyć ścianę komórkową bakterii, a następnie są uwalniane do środowiska, gdzie mogą zakażać inne podatne bakterie. Opracowano preparaty fagowe dla *Campylobacter*, ale nie zostały one jeszcze zatwierdzone do stosowania w produktach objętych regulacjami FSIS; włączenie ich do dyrektywy FSIS 7120.1 do stosowania w produktach mięsnych, drobiowych, jajecznych lub rybnych wymagałoby przedłożenia [Nowej Technologii](#) w celu dokonania przeglądu zastosowań tych fagów.

Interwencje fizyczne

Oczyszczanie elektrolitycznej wody utleniającej

Elektrolityczna woda utleniająca (EO) jest niedroga, musi być wytwarzana na miejscu przy użyciu specjalistycznego sprzętu, ma silne działanie bakteriobójcze i niewielkie działanie rezydualne (długotrwałe). Woda utleniona ma odczyn kwaśny i jest skutecznym środkiem przeciwdrobnoustrojowym do zanurzania/ zanurzania. Wymaga ona jednak zazwyczaj znacznie dłuższego czasu kontaktu niż inne środki interwencyjne, dlatego rozpylanie może nie być odpowiednią metodą stosowania.

Wodę utlenioną wytwarza się, przepuszczając napięcie stałe przez rozcieńczony roztwór chlorku sodu (soli). W wyniku tej reakcji powstają dwa rodzaje wody (Hsu, 2005). Woda TE charakteryzuje się niskim pH (2,3-2,7), wysokim potencjałem oksydacyjno-redukcyjnym (>1000 mV) i dużą ilością rozpuszczonego tlenu. Wysoki potencjał oksydacyjno-redukcyjny oznacza, że zachodzi więcej procesów utleniania.

Przekłada się to na większą zdolność do tworzenia wolnych rodników, które zabijają bakterie (Venkitanarayanan, 1999). Huang (2008) i Hsu (2005) podają szczegółowe opisy tych pojęć. Produkcja wody do EO zawierającej chlorek sodu (1-12% w/v) powoduje powstawanie podchlorynu sodu (NaOCl) i kwasu podchlorawego (HOCl). HOCl działa tak, jakby do roztworu do dezynfekcji części drobiowych dodano gazowy chlor, bez konieczności przechowywania niebezpiecznego gazu.

Należy podkreślić, że chociaż woda z EO jest silnie kwaśna, to różni się od silnych kwasów, takich jak kwas solny lub siarkowy, tym, że nie jest żrąca dla skóry, błon śluzowych nosa i płuc ani dla tuszek lub części drobiowych (Huang, 2008). Jednak HOCL (podchloryn sodu) wytwarzany w procesie EO może powodować podrażnienia dróg oddechowych, które można ograniczyć dzięki odpowiedniej wentylacji (Huang, 2008).

W badaniu przeprowadzonym przez Park i innych (2002), oczyszczanie wody za pomocą EO przy czasie kontaktu wynoszącym zaledwie 10 sekund wykazało taką samą redukcję liczby *Campylobacter*, jak w przypadku wody chlorowanej (50 ppm) - około 3 log₁₀ CFU/g.

Inaktywacja pod wysokim ciśnieniem

Typowy system pasteryzacji wysokociśnieniowej (HPP) składa się ze zbiornika ciśnieniowego, cieczy przenoszącej ciśnienie (zwykle wody) i pomp wytwarzających ciśnienie. HPP to technologia, w której produkt jest poddawany działaniu bardzo wysokiego ciśnienia. HPP wymaga specjalistycznego sprzętu i zwykle jest stosowane poza terenem zakładu, gdzie sprzęt ten jest zlokalizowany.

HPP zabija lub hamuje rozwój mikroorganizmów, a naukowcy badali jego skuteczność w ograniczaniu patogenów w rozdrobnionych kurczakach i ich częściach. Zaletą stosowania HPP jest to, że mikroorganizmy, które przeżyły, mogą być bardziej wrażliwe na inne rodzaje interwencji przeciwdrobnoustrojowej w porównaniu z bakteriami, które nie były poddane działaniu HPP (Alpas, 2000).

Liu (2012) badał inaktywację *Campylobacter* pod wysokim ciśnieniem w rozdrobnionym mięsie z piersi kurczaka (wielkość pojedynczych cząstek mięsa ≤1 mm³) zaszczepionym *Campylobacter jejuni* w ilości 6 log CFU/g. Jako ciecz przenoszącą ciśnienie zastosowano glikol polietylenowy. Jako płynu do przenoszenia ciśnienia użyto glikolu polietylenowego. Szybkości kompresji i dekompresji wynosiły 300 MPa/min. Temperaturę w układzie utrzymywano za pomocą urządzenia z płaszczem wodnym. Temperatura podczas sprężania i dekompresji nie przekraczała 2°C. Ciśnienie 400 MPa przez 30 minut zmniejszyło liczbę bakterii *Campylobacter* z 6 log do poziomu poniżej granicy wykrywalności 1,48 log CFU/g (redukcja o około 4,5 log).

Zamrażanie kriogeniczne

Zamrażanie kriogeniczne definiuje się jako zamrażanie w temperaturze -74,2°F (-59°C)

lub niższej (Balasubramanian, 2012) przy użyciu skroplonych gazów zwanych kriogenami. Dwa popularne kriogeny to ciekły dwutlenek węgla (CO₂) i ciekły azot (N₂). Kriogeny są całkowicie obojętne (niereaktywne lub łatwopalne), bezbarwne, bezwonne, pozbawione smaku i mają minimalny wpływ na środowisko. Tunel i taśma spiralna to dwie powszechnie stosowane w handlu konstrukcje (Shaikh i Prabhu, 2007). Kriogeniczne urządzenia do zamrażania to izolowane obudowy lub komory otaczające przenośnik z produktem, w których można wprowadzać i regulować ilość kriogenu. Należy zauważyć, że podczas zamrażania kriogenicznego mięso nie jest zanurzane w kriogenicznym, np. ciekłym dwutlenku węgla lub ciekłym azocie. Mięso jest przesyłane na przenośniku znajdującym się w niewielkiej odległości od kriogenu. To właśnie opary kriogenu powodują zamrożenie mięsa.

Gunther (2015) badał wpływ zamrażania kriogenicznego (z użyciem oparów ciekłego azotu) na zaszczepione *Campylobacter* mielone paszteciki z indyka zawierające polifosforany.

Należy zauważyć, że polifosforany nie są częścią procesu zamrażania kriogenicznego.

Niektóre zakłady raczej dodają polifosforany podczas rutynowego przetwarzania drobiu, aby poprawić wchłanianie wilgoci, kolor i smak oraz zmniejszyć kurczliwość drobiu. Gunther przeprowadził analizę mięsa pod kątem obecności *Campylobacter* po zamrożeniu kriogenicznym w temperaturze -80°F (-62,2°C) przez 4 minuty (przy użyciu pary ciekłego azotu) i przechowywaniu w temperaturze -20°F przez 7 i 33 dni.

Dzięki temu zabiegowi uzyskano zmniejszenie liczby bakterii *Campylobacter* w zamrożonych kawałkach po 7 i 33 dniach w temperaturze -20°C odpowiednio o 2,5 i 3,2 log.

Zamrażanie kriogeniczne jest podobne do indywidualnego szybkiego zamrażania (IQF) pod tym względem, że w jego wyniku drób jest całkowicie zamrożony. Sposób, w jaki zamrażanie kriogeniczne różni się od IQF, to technologia stosowana do osiągnięcia stanu zamrożenia, w tym sposób, w jaki jest ona stosowana do produktów i związane z tym parametry operacyjne. W zakładach wykonujących IQF zazwyczaj stosuje się konwencjonalne sprężarkowe urządzenia chłodnicze, np. zamrażanie szokowe, takie jak w zamrażarkach spiralnych. Nie wystarczy wskazać, że IQF lub inne procedury zamrażania redukują patogeny bez naukowego poparcia, że taka procedura powoduje redukcję patogenów, i określić związane z nią krytyczne parametry operacyjne.

Napromieniowanie przy użyciu promieniowania jonizującego

Napromienianie żywności to proces polegający na wystawianiu żywności na działanie wysokich poziomów energii promienistej i jest stosowane poprzez kierowanie promieniowania jonizującego na produkty żywnościowe. Żywność może być napromieniowywana w celach komercyjnych: aby przedłużyć okres przydatności do spożycia, wyeliminować szkodniki owadzie lub zmniejszyć liczbę mikroorganizmów chorobotwórczych. Promieniowanie jonizujące może wnikać głęboko w żywność, zabijając szkodniki owadzie i mikroorganizmy bez znacznego podnoszenia temperatury żywności (Jaczyński, 2003). Promieniowanie jonizujące zabija komórki bakteryjne i szkodniki, uszkodzając DNA (Tahergorabi, 2012; Verma, 2001).

Promieniowanie jonizujące pochodzi od kobaltu-60, cezu-137, promieni rentgenowskich i wiązek elektronów. Kobalt-60 (^{60}Co) jest powszechnym źródłem promieniowania jonizującego zwanego promieniowaniem gamma. Charakteryzuje się ono wysoką zdolnością penetracji (Ahn, 2013), co umożliwia leczenie drobiu o różnych rozmiarach, kształtach i gęstości (w tym mrożonego i niemrożonego). Promieniowanie rentgenowskie jest również wykorzystywane do wytwarzania promieniowania jonizującego. Promieniowanie rentgenowskie ma dużą zdolność penetracji, ale zazwyczaj nie jest wykorzystywane do obróbki żywności, ponieważ nie jest to proces wydajny (Tahergorabi, 2012). Innym sposobem wytwarzania promieniowania jonizującego jest zastosowanie wiązki elektronów (e-beam). W tym podejściu do produktów przykładają się strumień elektronów o wysokiej energii. Ponieważ promieniowanie przenika tylko przez kilka centymetrów, jest ono przydatne do obróbki cienkich warstw żywności (Jaczyński, 2003; Ahn, 2013). W przeciwieństwie do innych źródeł promieniowania jonizującego, wiązka elektronów może być aplikowana na żywność poruszającą się na przenośniku. Systemy wykorzystujące wiązkę elektronów wymagają regularnej konserwacji, dużej mocy elektrycznej i chłodzenia, ponieważ urządzenia te wytwarzają duże ilości ciepła (Ahn, 2013).

Maksymalna dawka promieniowania jonizującego to 3 kGy pochłonięta przez surowy drób (świeży i mrożony). Maksymalny limit dawki dopuszczalnej dla drobiu jest oparty na określeniu bezpieczeństwa dokonanym przez FDA ([21 CFR 179.26\(b\)\(6\)](#)). Wymogiem nałożonym przez FDA na stosowanie napromieniowania jest to, że opakowanie napromieniowanego drobiu musi przepuszczać powietrze i uniemożliwiać przenikanie wilgoci i mikroorganizmów przez barierę opakowania.

Aby promować elastyczność i innowacyjność w przetwórstwie, co prowadzi do poprawy bezpieczeństwa żywności, FSIS nie określa, w którym momencie można stosować napromieniowanie, a w którym nie.

Zgodnie z HACCP, zakład musi kontrolować warunki, w jakich przechowywany jest produkt od momentu wstępnego przetwarzania poprzez napromieniowanie i pakowanie, aby zapewnić i zachować zamierzone działanie przeciwdrobnoustrojowe napromieniowania (64 FR 72150)⁴. FSIS wymaga znakowania napromieniowanych produktów mięsnych i drobiowych, w tym symbolem radura. Wymagania dotyczące etykietowania zostały przedstawione w ostatecznych przepisach, Irradiation of Meat Food Products (Napromieniowanie mięsnych produktów spożywczych), [64 FR 72150](#).

W innym badaniu stwierdzono, że zastosowanie napromieniowania wiązką elektronów piersi kurczaka bez kości i skóry, zawierających naturalnie występujące bakterie, spowodowało zmniejszenie o około 5 log liczby bakterii *Salmonella* i *Campylobacter*. Zastosowane dawki wynosiły 1,0 i 1,8 kGy w temperaturze otoczenia i obie dawki spowodowały porównywalną redukcję *Campylobacter* (Lewis, 2002).

⁴ Irradiation of Meat Food Products; Final rule. Dec 21, 1999. Federal Register. 64: 72150-72166.

Odniesienia

Acuff GR, Vanderzant C, Hanna MO, Ehlers JG, Golan FA, and Gardner FA. 1986. Prevalence of *Campylobacter jejuni* in turkey carcass processing and further processing of turkey products. J Food Prot 45:712-717.

Ahn DU, Kim IS, and Lee EJ. 2013. Irradiation and additive combinations on the pathogen reduction and quality of poultry meat. Poult Sci. 92: 534-545.

Allen VM, Hinton MH, Tinker DB, Gobson C, Mead GC, Wathes CM. 2003. Microbial cross-contamination by airborne dispersion and contagion during defeathering of poultry. Br Poult Sci 44:567-576.

Allen VM, Tinker DB, Hinton MH, and Wathes CM. 2003. Dispersal of microorganisms in commercial defeathering systems. Br Poult Sci 44:53-59.

Allen, V.M., Burton, C.H., Wilkinson, D.J., Whyte, R.T., Harris, J.A., Howell, M., Tinker, D.B. 2008. Evaluation of the performance of different cleaning treatments in reducing microbial contamination of poultry transport crates. Br Poult Sci 49:233-240.

Alonso-Hernando A, Alonso-Calleja C, and Capita R. 2013. Growth kinetic parameters of Gram-positive and Gram-negative bacteria on poultry treated with various chemical decontaminants. Food Control. 33: 429-432.

Alonso-Hernando A, Guevara-Franco JA, Alonso-Calleja C, and Capita R. 2013. Effect if the temperature of the dipping solution on the antimicrobial effectiveness of various chemical decontaminants against pathogenic and spoilage bacteria on poultry. J. Food Prot. 76: 833-842.

Alpas H, Kalchayanand N, Bozoglu F, and Ray B. 2000. Interactions of high hydrostatic pressure, pressurization temperature and pH on death and injury of pressure-resistant and pressure-sensitive strains of foodborne pathogens. 60: 33-42.

Balasubramanian S, Gupta MK, and Singh KK. 2012. Cryogenics and its application with reference to spice grinding: A review. Crit. Rev. Food Sci. and Nut. 52: 781-794.

Bashor M, Curtis PA, Kenner KM, Sheldon BW, Kathariou S, and Osborne JA. 2004. Effects of carcass washers on *Campylobacter* contamination in large broiler processing plants. Poult Sci 83:1232-1239.

Bauermeister, LJ, Bowers JWJ, Townsend JC, and McKee SR. 2008. The microbial and quality properties of poultry carcasses treated with peracetic acid as an antimicrobial treatment. Poultry Sci. 87:2390-2398.

Beers KL, Cook PE, Coleman CW, and Waldroup AL. 2010. Efficacy of ultraviolet light systems for control of microorganisms in poultry and beef brine and marinade solutions. *Poult Sci.* 89 (E-Supplement 1): 615.

Beier RC, Byrd JA, Caldwell D, Andrews K, Crippen TL, Anderson RC, and Nisbet DJ. 2019. Inhibition and Interactions of *Campylobacter jejuni* from Broiler Chicken Houses with Organic Acids. *Microorganisms* 7,223: 1-18.

Berrang ME, Buhr RJ, and Cason JA. 2000. *Campylobacter* Recovery from External and Internal Organs of Commercial Broiler Carcass Prior to Scalding. *Poult Sci* 79:286-290.

Berrang ME, Buhr RJ, and Cason JA. 2001. Broiler Carcass Contamination with *Campylobacter* from Feces during Defeathering. *J Food Pro* 64,12: 1063-2066.

Berrang ME, Cox NA, Meinersmann RJ, Oakley BB, & Line JE. 2015. Detection of *Campylobacter* in 100 commercial flocks–Evaluation of plating media and filtration method. *J Appl Poult Res*, 24:240-245.

Berrang ME and Dickens JA. 2000. Presence and level of *Campylobacter* spp. on broiler carcasses throughout the processing plant. *J Appl Poult Res* 9:43-47.

Berrang ME, Dickens JA, and Musgrove MT. 2000. Effects of Hot Water Application After Defeathering on the Levels of *Campylobacter*, Coliform Bacteria and *Escherichia coli* on Broiler Carcasses. *Poult Sci* 79:1689-1693.

Berrang ME, Meinersmann RJ, Buhr RJ, Philips RW, and Harrison, MA. 2003. Presence of *Campylobacter* in the Respiratory Tract of Broiler Carcasses Before and After Commercial Scalding. *Poult Sci* 82:1995-1999.

Berrang ME, Northcutt JK, Fletcher DL, and Cox NA. 2003. Role of Dump Cage Fecal Contamination in the Transfer of *Campylobacter* to Carcasses of Previously Negative Broilers. *J Appl Poult Res* 12:190-195.

Bertram R, Kehrenberg C, Seinige D, Krischek C. 2019. Peracetic acid reduces *Campylobacter* spp. on turkey skin: Effects of a spray treatment on microbial load, sensory and meat quality during storage. *PLoS One*. 14(7):e0220296.

Boysen L, and Rosenquist H. 2009. Reduction of thermotolerant *Campylobacter* species on broiler carcasses following physical decontamination at slaughter. *J. Food Prot.* 72: 497-502.

Buchanan RL. 2000. Acquisition of Microbiological Data to Enhance Food Safety *Journal of Food Protection* 63 (6): 832-838.

Buffet-Bataillon S, Tattevin P, Bonnaure-Mallet M, and Jolivet-Gougeon A. 2012. Emergence of resistance to antibacterial agents: the role of quaternary ammonium compounds—a critical review. *Int. J. of Antimicro. Agents*, 39:381-389.

Buhr, RJ, Cason JA, Dickens JA, and Marshall, DE. 2000. Extraction load and efficiency of crop removal during modified manual evisceration of broilers. *J. Appl. Poult. Res.* 9:371-374.

Buncic S and Sofos J. 2012. Interventions to control *Salmonella* contamination during poultry, cattle and pig slaughter. *Food Res. Int.* 45: 641-655.

Byrd JA, Corrier DE, Hume ME, Bailey LH, and Hargis BM. 1998. Incidence of *Campylobacter* in Crops of Preharvest Market-Age Broiler Chickens. *Poult Sci* 77:1303-1305.

Byrd JA, Hargis BM, Corrier DE, Brewer RL, Caldwell DJ, Bailey RH, McReynolds JL, Herron KL, and Stanker LH. 2002. Fluorescent Marker for the Detection of Crop and Upper Gastrointestinal Leakage in Poultry Processing Plants. *Poult Sci* 81:70-74.

Byrd JA, Hargis BM, Caldwell DJ, Bailey RH, Herron KL, McReynolds JL, Brewer RL, Anderson RC, Bischoff KM, Callaway TR, and Kubena LF. 2001. Effect of Lactic Acid Administration in the Drinking Water During Preslaughter Feed Withdrawal on *Salmonella* and *Campylobacter* Contamination of Broilers. *Poult Sci* 80:278-283.

Callaway TR., Edrington TS, Anderson RC, Harvey RB, Genovese KJ, Kennedy CN, Venn DW, and Nisbet DJ. 2008. Probiotics, Prebiotics and Competitive Exclusion for Prophylaxis against Bacterial Disease. *Animal Health Research Reviews* 9 (Special Issue 02): 217-25. doi:10.1017/S1466252308001540.

Cason JA, Hinton A Jr, and Ingram KD. 2000. Coliform, *Escherichia coli*, and *Salmonellae* concentrations in a multiple-tank, counter flow poultry scalding. *J Food Prot.* 63:1184-1188.

Cason JA, Buhr RJ, and Hinton A Jr. 2001. Unheated Water in the First Tank of a Three Tank Broiler Scalding. *Poult Sci* 80:1643-1646.

Chen X, Bauermeister, LJ, Hill GN, Singh M, Bilgili SF, and McKee SR. 2014. Efficacy of various antimicrobials on reduction of *Salmonella* and *Campylobacter* and quality attributes of ground chicken obtained from poultry parts treated in a post chill decontamination tank. *J. Food Prot.* 77: 1882-1888.

Connell S, Meade KG, Allan B, Lloyd AT, Kenny E, Cormican P, Morris DW, Bradley DG, and O'Farrelly C. 2012. Avian Resistance to *Campylobacter jejuni* Colonization is Associated with an Intestinal Immunogene Expression Signature Identified by mRNA Sequencing. *PLoS ONE* 7(8): e40409.

Corry JEL, James SJ, Purnell G, Barbedo-Pinto CS, Chochois Y, Howell M, and James C. 2007. Surface pasteurization of chicken carcasses using hot water. J. Food Eng. 79: 913-919.

Cox NA, Richardson LJ, Cason JA, Buhr RJ, Vizzier-Thaxton Y, Smith DP, Fedorka-Cray PJ, Romanenghi CP, Pereira LP and Doyle MP. 2010. Comparison of neck skin excision and whole carcass rinse sampling methods for microbiological evaluation of broiler carcasses before and after immersion chilling. J. Food Prot. 73: 976-980.

Cox NA, Richardson LJ, Maurer JJ, Berrang ME, Fedorka-Cray PJ, Buhr RJ, Byrd JA, et al. 2012. Evidence for Horizontal and Vertical Transmission in *Campylobacter* Passage from Hen to Her Progeny. Journal of Food Protection 75 (10): 1896–1902. doi:10.4315/0362-028.JFP-11-322.

Cox NA and Pavic A. 2010. Advances in Enteropathogen Control in Poultry Production. Journal of Applied Microbiology 108 (3): 745–55. doi:10.1111/j.1365-2672.2009.04456.x.

Dawson PL, Chaves BD, Northcutt JK, and Han IY. 2013. Quality and shelf life of fresh chicken breasts subjected to curst freezing with and without skin. J. Food Quality. 36: 361-368.

Del Rio E, Muriente R, Prieto M, Alonso-Calleja C, and Capita R. 2007. Effectiveness of trisodium phosphate, acidified sodium chlorite, citric acid , and peroxyacids against pathogenic bacteria on poultry during refrigerated storage. J. Food Prot. 79(9): 2063-2071.

De Vries A and Reneau JK 2010. Application of Statistical Process Control Charts to Monitor Changes in Animal Production Systems. Journal of Animal Science 88(13S): E11-24. doi:10.2527/jas.2009-2622.

Dickens, J.A. 1989. Experimental, Prototype Spray-Scalder for Poultry Processing. Poult Sci 69:409-413.

Ecolab. 2016. Response to Draft Compliance Guide.

Fluckey WM, Sanchez MX, McKee SR, Smith D, Pendleton E, and Brashers MM. 2003. Establishment of a microbiological profile for an air- chilling in poultry operation in the United States. J Food Prot 66:272-79.

FSIS. 2013. The Nationwide Microbiological Baseline Data Collection Program: Raw Chicken Parts Survey. Available at: http://www.fsis.usda.gov/wps/wcm/connect/a9837fc8-0109-4041-bd0c-729924a79201/Baseline_Data_Raw_Chicken_Parts.pdf?MOD=AJPERES.

Gamble GR, Berrang ME, Buhr RJ, Hinton A Jr, Bourassa DV, Johnston JJ, Ingram KD, Adams ES, Feldner PW. Effect of Simulated Sanitizer Carryover on Recovery of *Salmonella* from Broiler Carcass Rinsates. J Food Prot. 2016 May;79(5):710-4. doi: 10.4315/0362-028X.JFP-15-461.

Georgsson F., Þorkelsson ÁE, Geirsdóttir M, Reiersen J, & Stern NJ. 2006. The influence of freezing and duration of storage on *Campylobacter* and indicator bacteria in broiler carcasses. Food Microbiology, 23(7): 677-683.

Geornaras I, de Jesus AE, van Zyl E, and von Holy A. 1997. Bacterial populations of different sample types from carcasses in the dirty area of a South African poultry abattoir. J Food Prot 60:551-554.

Gibbens JC, Pascoe SJ, Evans SJ, Davies RH, Sayers AR. 2001. A trial of biosecurity as a means to control *Campylobacter* infection of broiler chickens. Prev. Vet. Med. 48:85-99.

Glashower D, Snyder J, Welch D, and McCarthy S. Notes from the Field: Outbreak of *Campylobacter jejuni* Associated with Consuming Undercooked Chicken Liver Mousse - Clark County, Washington, 2016. Morbidity and Mortality Weekly Report 66(38): 1027.

Grocery Manufacturer's Association (GMA). 2008. Guidelines for Validation of Consumer Cooking Instructions for Not-Ready-to-Eat (NRTE) Products. Available at: http://www.gmaonline.org/downloads/wygwam/121894_1.pdf.

Guenther S, Huwyler D, Richard S, Loessner MJ. 2009. Virulent bacteriophage for efficient biocontrol of *Listeria monocytogenes* in ready-to-eat foods. Appl. Environ. Microbiol. 75 93–100.

Gunther IV NW, Rajkowski KT, and Sommers C. 2015. Survival after cryogenic freezing of *Campylobacter* species in ground turkey patties treated with polyphosphates. J. Food Prot. 78: 419-423.

Hagens S, Loessner MJ. 2010. Bacteriophage for biocontrol of foodborne pathogens: calculations and considerations. Curr. Pharm. Biotechnol. 11 58–68.

Hald B, Skovgard H, Bang DD, Pedersen K, Dybdahl J, Jespersen JB, Madsen M. 2004. Flies and *Campylobacter* Infection of Broiler Flocks. Emerg Infect Dis 10(8): 1490-1492.

Hald B, Skovgard H, Sommer HM. 2007. Screen out insect vectors to significantly reduce *Campylobacter* prevalence in broilers. Zoonoses Public Health 54:154–155.

Hald B, Sommer HM, Skovgard H. 2007. Use of fly screens to reduce *Campylobacter* spp. introduction in broiler houses. Emerg Infect Dis 13: 1951-1953.

Han Z, Pielsticker C, Gerzova L, Rychlik I, and Rautenschlein, S. 2016. The influence of age of *Campylobacter jejuni* infection in chicken. *Developmental and Comparative Immunology* 62: 58-71.

Han Z, Willer T, Pielsticker C, Gerzova L, Rychlik I, and Rautenschlein S. 2016. Differences in host breed and diet influence colonization by *Campylobacter jejuni* and induction of local immune responses in chicken. *Gut Pathog* 8(56):1-14.

Hardin, B. E., and C. S. Roney. "Effects of pH on selected bacteria." Alabama Department of Agriculture and Industry Report (1989).

Herman L, Heyndrickx M, Grijspeerdt K, Vandekerchove D, Rollier I, and De Zutter L. 2003. Routes for *Campylobacter* contamination of poultry meat. Epidemiological study from hatchery to slaughterhouse. *Epidemiol Infect* 131:1169-1180.

Hinton A Jr., Cason, JA, Hume, ME and Ingram, KD. 2004. Spread of *Campylobacter* spp. during poultry processing in different seasons. *Int J Poult Sci.* 7:432-437.

Hinton A Jr. and Holser R. 2009. Role of Water Hardness in Rinsing Bacteria from the Skin of Processed Broiler Chickens. *Int J Poult Sci.* 8:112-115.

Hsu SY. 2005. Effects of flow rate, temperature and salt concentration on chemical and physical properties of electrolyzed oxidizing water. *J. Food Eng.* 66: 171-176.

Huang YR, Hung YC, Hsu SY, Huang YW. And Hwang DF. 2008. Application of electrolyzed water in the food industry. *Food Control.* 19:329-345.

Huff, W., Malone, G. and Chaloupka, G. 1984. Effect of litter treatment on broiler performance and certain litter quality parameters. *Poult Sci* 63, 2167-2171.

Humphrey TJ, Lanning DG, and Leeper D. 1984. The influence of scald water pH on death rates of *Salmonella typhimurium* and other bacteria attached to chicken skin. *J Appl Bact* 57:355-359.

Jaczynski J and Park JW. 2003. Microbial inactivation and electron penetration in surimi seafood during electron beam processing. *Food Microbiology and Safety.* 68: 1788-1792.

Jones, F. T., Axtell, R. C., Rives, D. V., Scheideler, S. E., Tarver, F. R. J., Walker, R. L., & Wineland, M. J. (1991). A survey of *campylobacter jejuni* contamination in modern broiler production and processing systems. *Journal of Food Protection.*, 54(4), 259-262.

Katsma, Wendelke E A, De Koeijer AA, Jacobs-Reitsma WF, Mangen MJJ and Wagenaar JA. 2007. Assessing Interventions to Reduce the Risk of *Campylobacter* Prevalence in Broilers. *Risk Analysis: An Official Publication of the Society for Risk Analysis* 27 (4): 863–76. doi:10.1111/j.1539-6924.2007.00928.x.

Kim SA, Jang MJ, Kim SY, Yang Y, Pavlidis HO and Ricke SC. 2019. Potential for Prebiotics as Feed Additives to Limit Foodborne *Campylobacter* Establishment in the Poultry Gastrointestinal Tract. *Front Microbiol* 10(91): 1-12.

Kotula KL. and Pandya Y. 1995. Bacterial contamination of broiler chickens before scalding. *J Food Prot* 58:1326-1329.

Lee A, Smith SC, Coloe PJ. 1998. Survival and growth of *Campylobacter jejuni* after artificial inoculation onto chicken skin as a function of temperature and packaging conditions. *J Food Prot* 61(12):1609–14.

Leistner L. (1978). Hurdle effect and energy saving. In *Food Quality and Nutrition*, ed. W. K. Downey. Applied Science Publishers, London, p. 553.

Lewis SJ, Velasquez A, Cuppett SL, and McKee SR. 2002. Effect of electron beam irradiation on poultry meat safety and quality. *Poult Sci.* 81: 896-903.

Line JE. 2002. *Campylobacter* and *Salmonella* populations associated with chickens raised on acidified litter. *Poult Sci.* 81(10):1473-7.

Line JE and Bailey JS. 2006. Effect of On-Farm Litter Acidification Treatments on *Campylobacter* and *Salmonella* Populations in Commercial Broiler Houses in Northeast Georgia. *Poult Sci* 85: 1529-1534.

Liu Y, Betti M, and Gänzle MG. 2012. High pressure inactivation of *Escherichia coli*, *Campylobacter jejuni*, and spoilage microbiota on poultry meat. *J. Food Prot.* 75: 497-503.

Loretz M, Stephan R, Zweifel C. 2010. Antimicrobial activity of decontamination treatments for poultry carcasses: A literature survey. *Food Control.* 21: 791-804.

Lu Z and Breidt F. 2015. *Escherichia coli* O157:H7 bacteriophage Φ241 isolated from an industrial cucumber fermentation at high acidity and salinity. *Front. Microbiol.* 6: 1-10.

Mackey B.M., Forestiere K. and Isaacs N.S. 1995. Factors affecting the resistance of *Listeria monocytogenes* to high hydrostatic pressure. *Food Biotechnol.* 9: 1-11.

Macklin, K. S., Hess, J. B., & Bilgili, S. F. (2008). In-house windrow composting and its effects on foodborne pathogens. *Journal of Applied Poultry Research*, 17(1), 121-127.

Malone, G. and T. M. Johnson. 2011. *A Practical Guide for Managing Risk in Poultry Production*. American Association of Avian Pathologists. Editor: Owen, R. L. Omnipress. Jacksonville FL.

Mead GC, Hudson WR, and Hinton MH. 1994. Use of a marker organism in poultry processing to identify sites of cross-contamination and evaluate possible control measures. *Br Poult Sci* 35:345-354.

McKee, S. 2013. "Pathogen Control for Parts and Ground Product." The Poultry Federation First Regional Salmonella Summit. West Siloam Springs, OK. March 28, 2013.

McKee S. 2014. Personal communication.

Miller C., Fraser A., and Rivers A. June 2012. SA6._Disinfectants_and_Sanitizers. Retrieved September 16, 2014, from http://www.fightbac.org/storage/documents/SA6._Disinfectants_and_Sanitizers.pdf

Mehyar G, Blank G, Han J, Hydamaka A, Holley R. 2005. Effectiveness of trisodium phosphate, lactic acid and commercial antimicrobials against pathogenic bacteria on chicken skin. *Food Protection Trends*, 25: 351-362.

Moore, P. and Miller, D. (1994) Decreasing phosphorus solubility in poultry litter with aluminum, calcium, and iron amendments. *J Environ Qual* 23, 325-330.

Moore, P., Daniel, T., Edwards, D. and Miller, D. (1996) Evaluation of chemical amendments to reduce ammonia volatilization from poultry litter. *Poult Sci* 75, 315-320.

Mueller-Doblies D, Sayers AR, Carrique-Mas JJ, and Davies RH. 2009. Comparison of Sampling Methods to Detect *Salmonella* Infection of Turkey Flocks. *Journal of Applied Microbiology* 107 (2): 635–45. doi:10.1111/j.1365-2672.2009.04230.x.

Muenier M, Guyard-Nicodeme M, Dory D, and Chemaly M. 2015. Control strategies against *Campylobacter* at the poultry production level: biosecurity measures, feed additives and vaccination. *Journal of Applied Microbiology* 120: 1139-1173.

Musgrove MT, Cason JA, Fletcher DL, Stern NJ, Cox NA, and Bailey JS. 1997. Effect of cloacal plugging on microbial recovery from partially processed broilers. *Poult Sci* 76:530-533.

Nagel GM, Bauermeister LJ, Bratcher CL, Singh M, McKee SR. 2013. Salmonella and Campylobacter reduction and quality characteristics of poultry carcasses treated with various antimicrobials in a post-chill immersion tank. *Int J Food Microbiol.* Aug 1; 165(3):281-6.

National Advisory Committee on Meat and Poultry Inspection (NACMPI). 2010. National Advisory Committee on Meat and Poultry Inspection" September 29, USDA South Building Cafeteria, Washington, DC.

National Advisory Committee on Microbiological Criteria for Foods (NACMCF). 2006. Response to the Questions Posed by the Food Safety Inspection Service Regarding Consumer Guidelines for the Safe Cooking of Poultry Products. U.S. Department of Agriculture, Food Safety and Inspection Service, Washington, DC. Available at: http://www.fsis.usda.gov/wps/wcm/connect/6fe42141-bb83-4755-ad4d-879027bed3a5/NACMCF_Report_Safe_Cooking_Poultry_032406.pdf?MOD=AJPERES

Newell D G, Elvers KT, Dopfer D, Hansson I, Jones P, James S, Gittins J, et al. 2011. Biosecurity-Based Interventions and Strategies to Reduce *Campylobacter* Spp. on Poultry Farms. Applied and Environmental Microbiology 77 (24): 8605–14. doi:10.1128/AEM.01090-10.

Newell DG, Shreeve JE, Toszeghy M, Domingue G, Bull S, Humphrey, T, and Mead G. 2001. Changes in the carriage of *Campylobacter* strains by poultry carcasses during processing in abattoirs. Appl Environ Microbiol 67:2636-2640.

Notermans S, Terbijhe R J, and Van Schothorst M. 1980. Removing fecal contamination of broilers by spray-cleaning during evisceration. Brit Poult Sci 21:115-121.

Oh S, Park SY, and Da S. 2014. Combined effects of chlorine and thiamine dilauryl sulfate on reduction of *Listeria monocytogenes* in chicken breast and development of predictive growth models. Poultry Science. 93: 1503-1510.

Okrend AJ, Johnston RW, and Moran AB. 1986. Effect of Acetic Acid on the Death Rates at 52° C of *Salmonella* Newport, *Salmonella* typhimurium and *Campylobacter jejuni* in Poultry Scald Water. J Food Prot 49:500-503.

Opara, OO; Carr, LE; Russelcohen, E; Tate, CR; Mallinson, ET; Miller, RG; Stewart, LE; Johnston, RW; Joseph, SW. (1992). Correlation of water activity and other environmental-conditions with repeated detection of *salmonella* contamination on poultry farms. Avian diseases, 36 (3), 664-671.

O. Oyarzabal, C. Hawk, S. Bilgill, C. Warf, G. Kere Kemp. 2004. Effects of postchill application of acidified sodium chlorite to control *Campylobacter* spp. and *Escherichia coli* on commercial broiler carcasses. J Food Prot, 67: 2288-2291.

Park H, Hung YC, and Brackett RE. 2002. Antimicrobial effect of electrolyzed water for inactivating *Campylobacter jejuni* during poultry washing. Int. J. Food Micro. 72: 77-83.

Parkhurst, C., Hamilton, P. and Baughman, G. 1974. The use of volatile fatty acids for the control of microorganisms in pine sawdust litter. Poult Sci 53, 801-806.

Penha Filho RA, de Paiva JB, Arguello YM et al. 2009. Efficacy of several vaccination programmes in commercial layer and broiler breeder hens against experimental challenge with *Salmonella enterica* serovar Enteritidis. Avian Pathol. 38(5);367-375.

Pope, M J; Cherry, T E. 2000. An evaluation of the presence of pathogens on broilers raised on poultry litter treatment-treated litter. *Poultry science* 79(9) (September 2000): 1351-1355.

Poly F, Noll AJ, Riddle MS, Porter CK. 2019. Update on *Campylobacter* vaccine development. *Human Vaccines and Immunotherapeutics* 15(6): 1389-1400.

Purnell G, James C, James SJ, Howell M, and Corry JEL. 2013. Comparison of acidified sodium chlorite, chlorine dioxide, peroxyacetic acid and tri-sodium phosphate spray washes for decontamination of chicken carcasses. *Food Bioprocess Technol.* 1-9.

Purnell G, James C, James SJ. 2014. Comparison of Acidified Sodium Chlorite, Chlorine Dioxide, Peroxyacetic Acid and Tri-Sodium Phosphate Spray Washes for Decontamination of Chicken Carcasses. *Food Bioprocess Technol.* 7:2093-2101.

Ramesh N, Joseph SW, Carr LE, Douglass LW, and Wheaton FW. 2004. A prototype poultry transport container decontamination system: II. Evaluation of cleaning and disinfecting efficiency. *American Society of Agricultural Engineers* 47(2): 549-556.

Reece, F., Bates, B. and Lott, B. (1979) Ammonia control in broiler houses. *Poult Sci* 58, 754-755.

Russell SM. 2005. Intervention Strategies for Reducing *Salmonella* Prevalence on Ready to Cook Chicken. University of Georgia Cooperative Extension Service. <http://www.pubs.caes.uga.edu/caespubs/pubcd/b1222.htm>.

Russell SM and Walker JM. 1997. The Effect of Evisceration on Visible Contamination and the Microbiological Profile of Fresh Broiler Chicken Carcasses using the Nu-Tech Evisceration System or the Conventional Streamlined Inspection System. *Poult Sci* 76:780-784.

Saini P.K., Marks HM, Dreyfuss MS, Evans P, Cook LV Jr, and Dessai U. 2011. Indicator Organisms in Meat and Poultry Slaughter Operations: Their Potential Use in Process Control and the Role of Emerging Technologies. *Journal of Food Protection* 74 (8): 1387-94. doi:10.4315/0362-028X.JFP-10-433.

Schmidt RH. January 2012. FS14 - Basic elements of equipment cleaning and sanitizing in food processing and handling operations. Retrieved September 16, 2014 from <http://edis.ifas.ufl.edu/pdf/FS/FS07700.pdf>.

September 22, 2011. "National Advisory Committee on Meat and Poultry Inspection", Savoy Suites Hotel, Washington, DC.

Shaikh, NI, and Prabhu V. 2007. Mathematical modeling and simulation of cryogenic tunnel freezers. *J Food Eng.* 80: 701-710.

Sheldon BW, Brown AF, and Hale SA. 1985. Ozone as a disinfectant in poultry chiller water. Proceedings of the Intl Conf on the role of ozone in water and wastewater treatment. London: Selper Ltd. P. pp. 247-256.

Shigehisa T., Ohmori T., Saito A., Taji S . and Hayashi R. 1991. Effects of high hydrostatic pressure on characteristics of pork slurries and inactivation of microorganisms associated with meat and meat products. Intern. J. Food Microbiol. 12: 207-216.

Slavik MF, Kim J-W and Walker, JT. 1994. Reduction of *Salmonella* and *Campylobacter* on Chicken Carcasses by Changing Scalding Temperature. J Food Protect. 58: 689-691.

Smialek M, Burchardt S, Koncicki A. The influence of probiotic supplementation in broiler chickens on population and carcass contamination with *Campylobacter* spp.-Field Study. Research in Veterinary Science 118: 312-316.

Smith DP, Northcutt JK, and Musgrove MT. 2005. Microbiology of Contaminated or Visibly Clean Broiler Carcasses Processed with an Inside-Outside Bird Washer. Intl J of Poult Sci 4(12): 955-958.

Sommers CH, Sites JE, and Musgrove M. 2010. Ultraviolet light (254 nm) inactivation of pathogens on foods and stainless steel surfaces. J. Food Safety, 30(2): 470-479.

Stopforth JD, O'Connor R, Lopes M, Kottapalli B, Hill WE, and Samadpour M. 2007. Validation of Individual and multiple-sequential interventions for reduction of microbial populations during processing of pultry carcasses and parts. J. Food Protect. 70(6): 1393-1401.

Swaggerty CL, Pevzner IY, Haiqi He, Genovese KJ, Nisbet DJ, Kaiser P, and Kogut, MH. 2009. Selection of Broilers with Improved Innate Immune Responsiveness to Reduce on-Farm Infection by Foodborne Pathogens. Foodborne Pathogens and Disease 6 (7): 777-83. doi:10.1089/fpd.2009.0307.

Tahergorabi R, Matak, KE, and Jaczynski J. 2012. Application of electron beam to inactivate *Salmonella* in food: Recent Developments. Food Res Int. 45: 6855-694.

Terzich, M. 1997. Effects of Sodium bisulfate on poultry house ammonia, litter pH, litter pathogens, and insects, and bird performance. Proc. 46th West. Poult. Dis. Conf., Sacramento, Ca. pp 71-74.

Terzich, Mac, P. J. Melody, Cherry, T. E., Hollinger, J. (2000). Survey of Pathogens in Poultry Litter in the United States. J Appl Poult Res 9 (3): 287-291.

Thormar H, Hilmarsson H, and Bergsson G. 2006. Stable concentrated emulsions of the 1-monoglyceride of capric acid (monocarpic) with microbicidal activities against the

food-borne bacteria *Campylobacter jejuni*, *Salmonella* spp., and *Escherichia coli*. App. Env. Microbiol. 72(1): 522-526.

Thormar H, Hilmarsson H, Thrainsson JH, Georgsson F, Gunnarsson E, and Dadadottir S. 2011. Treatment of fresh poultry carcasses with emulsions of glycerol monocaprinate (monocaprin) to reduce contamination with *Campylobacter* and psychrotrophic bacteria. Brit. Poul. Sci. 52: 11-19.

Tuntivanich V, Orta-Ramirez A, Marks BP, Ryser ET, Booren AM. 2008. Thermal inactivation of *Salmonella* in whole muscle and ground turkey breast. J. Food Protect. 71(12): 2548-2551.

Venkitanarayanan KS, Ezeike GO, Hung YC, and Doyle MP. 1999. Efficacy of electrolyzed oxidizing water for inactivating *Escherichia coli* O157: H7, *Salmonella* enteritidis, and *Listeria monocytogenes*. App. and Env. Micro, 65:4276-4279.

Verma NC, and Singh RK. 2001. Stress-inducible DNA repair of *Saccharomyces cerevisiae*. J. Env. Path. 20: 7-13.

Volkova V V, Wills RW, Hubbard SA, Magee DL, Byrd JA, and Bailey RH. 2011. Risk Factors Associated with Detection of *Salmonella* in Broiler Litter at the Time of New Flock Placement. Zoonoses and Public Health 58 (3): 158–68. doi:10.1111/j.1863-2378.2009.01323.x.

Waldroup AL, Skinner JT, Hierholzer RE, and Waldroup PW. 1993. An evaluation of fructooligosaccharide in diets for broiler chickens and effects on *Salmonellae* contamination of carcasses. Poultry Science. 72(4): 643-650.

Wales A, McLaren I, Rabie A, Gosling RL, Martelli F, Sayers R, Davies R. 2013. Assessment of the anti-*Salmonella* activity of commercial formulations of organic acid products. Avian Pathol. 42(3):268-75.

Wempe JM, Genigeorgis CA, Farver TB, and Yusufu HI 1983. Prevalence of *Campylobacter jejuni* in two California chicken processing plants. Appl Environ Microbiol 45:355-359.

Wang HW, Xu X, and Z G. 2014. Optimization of an acidified sodium chlorite solution for reducing pathogenic bacteria and maintaining sensory characteristics of poultry meat in simulation slaughter process. J Food Proc and Preserv. 38: 397-405.

Wilkinson, K. G., Tee, E., Tomkins, R. B., Hepworth, G.,Premier, R. (2011). Effect of heating and aging of poultry litter on the persistence of enteric bacteria. Poult Sci 90 (1): 10-18.

Yang H, Li Y, and Johnson M G. 2001. Survival and Death of *Salmonella* typhimurium and *Campylobacter jejuni* in Processing Water and on Chicken Skin during Poultry Scalding and Chilling. J. Food Prot 64:770-776.

Zeiger K, Popp J, Becker A, Hankel J, Visscher C, Klein G, and Meemken D. 2017. Lauric acid as a feed additive—An approach to reducing *Campylobacter* spp. in broiler meat. PLoS ONE 12(4): e0175693.

Zhao T, and Doyle MP. 2006. Reduction of *Campylobacter jejuni* on chicken wings by chemical treatments. J. Food Prot. 69(4): 762-767.

Załącznik 1

Interwencje przeciwdrobnoustrojowe dla drobiu poddanego dalszej obróbce. Podano parametry, które mają pomóc zakładom w wyborze interwencji przeciwdrobnoustrojowych odpowiednich dla ich procesów. Podane wartości nie są krytycznymi parametrami operacyjnymi. Zakłady muszą określić krytyczne parametry operacyjne stosowane w ich zakładzie i przedstawić naukowe uzasadnienie wybranych wartości.

Interwencja	Plusy	Wady	Typowe parametry	Odniesienie
Zabiegi na bazie chloru	<ul style="list-style-type: none"> - Niedrogi - Szerokie spektrum działania - Szybkie działanie 	<ul style="list-style-type: none"> - Żrące i gazy przy niskim pH - Nieefektywny w wysokim pH - Neutralizowany przez duże obciążenie organiczne - Tworzenie się niebezpiecznych trihalometanów 	<p>pH: 6.0 - 6.5 stężenie: 20 - 50 ppm wolnego chloru temperatura: 4°C Zastosowanie: zanurzenie lub natrysk</p>	Bashor et al., 2014
Kwasy organiczne	<ul style="list-style-type: none"> - Niska toksyczność w porównaniu z niektórymi innymi substancjami chemicznymi - Szerokie spektrum działania - Nie ulegają wpływowi twardej wody - Stosunkowo stabilne w obecności materii organicznej 	<ul style="list-style-type: none"> - Mogą być drogie - Może być korozyjny w wysokich temperaturach 	<p>Zakres pH: 2.5 - 5.4 stężenie: 1.5 - 5% temperatura: 4°C aplikacja: zanurzenie lub natrysk</p>	Zhao, 2006 r.

Zakwaszony Chloryn Sodu (ASC)	-Niedrogi	<ul style="list-style-type: none"> - Może tworzyć niebezpieczne chlorowcowane związki organiczne - Neutralizowany przez materię organiczną 	<p>Zakres pH: 2.3 - 2.9 stężenie: 500 - 1200 ppm temperatura: 4°C Zastosowanie: zanurzenie lub natrysk</p>	Wang, 2014 Alonso-Hernando, 2013
Kwas nadtlenooctowy	<ul style="list-style-type: none"> - Szeroki zakres pH - Szeroki zakres temperatur - Działa na materię organiczną w mniejszym stopniu niż chlor - Nie wymaga płukania 	- Drogi	<p>pH: 3.0-7.5 stężenie: Glukuronian 100-1000 ppm temperatura: 4°C Zastosowanie: zanurzenie lub natrysk</p>	McKee, 2014 Chen, 2014
Fosforan trisodowy (TSP)	- Niedrogi	<ul style="list-style-type: none"> - Wysokie pH może mieć wpływ na drób po dłuższym kontakcie 	<p>pH: 11 - 13 stężenie: 8 - 12% temperatura: 20 - 30°C Nakładanie: zanurzenie lub natrysk</p>	Capita, 2002 Del Rio, 2007
Elektroliza utleniająca (EO) Oczyszczanie wody	<ul style="list-style-type: none"> - Niekorozyjne dla sprzętu i personelu - Niedrogie w eksploatacji 	<ul style="list-style-type: none"> - Roztwór szybko traci aktywność antybakteryjną, jeśli elektroliza zostanie zatrzymana - neutralizowany przez materię organiczną - instalacja systemu może być kosztowna 	<p>Woda EO ma następujące właściwości: pH: 2.1 - 2.7 Potencjał oksydacyjno-redukcyjny (ORP): >1000 mV wolny chlor: 8 - >70 mg/L Zastosowanie: zanurzenie</p>	Huang, 2008 Park, 2002
Zamrażanie kruchej skórki	<ul style="list-style-type: none"> - Brak chemikaliów na żywności; nie wymaga płukania 	<ul style="list-style-type: none"> - Kosztowna instalacja - Wymaga źródła CO₂ lub N₂ 	<p>Działa w temperaturze od -30° do -55°C Zastosowanie: NIE DOTYCZY</p>	Georgsson, 2006 Boysen and Rosenquist, 2009

Zamrażanie kriogeniczne	<ul style="list-style-type: none"> - Brak chemikaliów na żywności; nie wymaga płukania - Bezwonny, bezbarwny, bez smaku 	<ul style="list-style-type: none"> - Drogi instalacji obsługi w i - CO₂ lub N₂ są niebezpieczne w obsłudze 	<p>Działa przy ok. -59°C</p> <p>Zastosowanie: NIE DOTYCZY</p>	Shaikh and Prabhu, 2007
Przetwarzanie wysokociśnieniowe (HPP)	<ul style="list-style-type: none"> - Brak chemikaliów na żywności; nie wymaga płukania 	<ul style="list-style-type: none"> - Kosztowna instalacja - Zazwyczaj odbywa się w oddzielnym zakładzie - Może zmienić wygląd i konsystencję produktu 	<p>Działa przy ciśnieniu >100 MPa</p> <p>Zastosowanie: NIE DOTYCZY</p>	Liu, 2012 Simoni n, 2012
Napromieniowanie	<ul style="list-style-type: none"> - Brak chemikaliów na żywności; nie wymaga płukania 	<ul style="list-style-type: none"> - Kosztowna instalacja - Zazwyczaj odbywa się w oddzielnym zakładzie - wymogi dotyczące etykietowania 	<p>≤3,0 kGy</p> <p>opakowanie musi przepuszczać powietrze (21 CFR 179.26(b)(6))</p>	Thayer 1991 i 1992