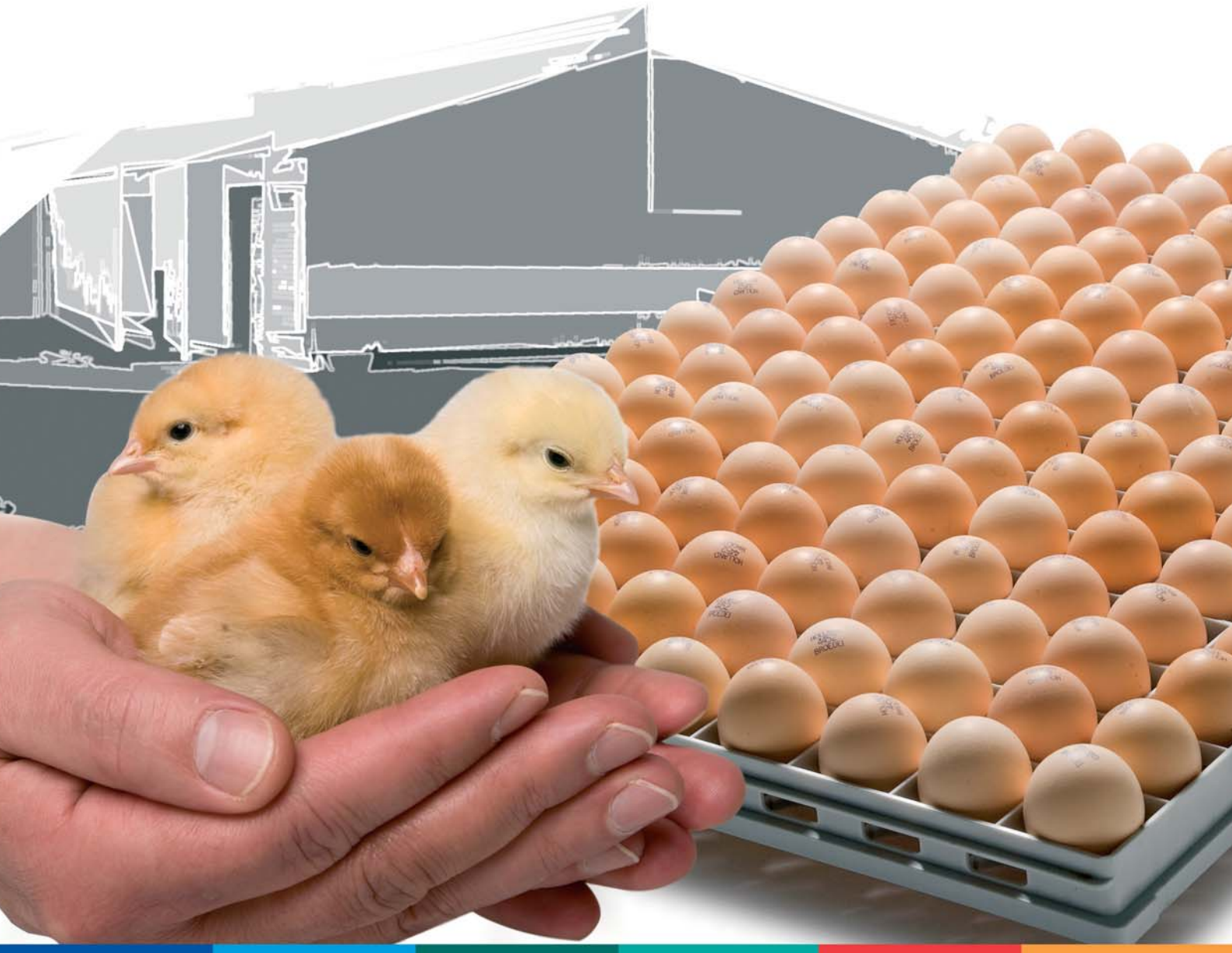
Inkubacja
Przewodnik



Hubbard

➡ SPIS TREŚCI

JAJO WYLĘGOWE 4
- Charakterystyka jaj wylęgowych 4
- Selekcja jaj wylęgowych 5
- Dezynfekcja jaj 8

PRZECHOWYWANIE JAJ 12
- Od owulacji do zniesienia jaja 12
- Wstępna inkubacja 14
- Fizyko-chemiczne skutki przechowywania jaj 15
- Warunki przechowywania 18
- Zalecenia 21
- Wpływ przechowywania na czas inkubacji 21

INKUBACJA 23
- Wstępne ogrzewanie 23
- Temperatura inkubacji 24
- Wilgotność w czasie inkubacji 33
- Obracanie jaj 35
- CO_2 37
- Nakład do komory lęgowej 39
- Dezynfekcja w czasie inkubacji 40
- Warunki środowiskowe w hali lęgowej 40

PRZENOSZENIE 41
- Warunki środowiskowe w hali przenoszenia 41

KLUCIE 42
- Temperatura w komorze klujnikowej 42
- Wilgotność w czasie klucia 43
- Poziom CO_2 43
- Okno klucia 44
- Całkowity czas inkubacji 45
- Dezynfekcja w czasie klucia 46
- Warunki środowiskowe w hali klujnikowej 46

JAKOŚĆ PISKLĄT 47
- Długość piskląt 47
- Skala Pasgar© 48

ANALIZA I PRZYCZYNY ZAMIERANIA ZARODKÓW 51

BIBLIOGRAFIA 57

UWAGI 61

Zastrzeżenia: Dane dotyczące wydajności zawarte w poniższej Instrukcji zostały opracowane na podstawie wyników i doświadczeń przeprowadzonych na stadach chowanych w naszych ośrodkach badawczych i stadach naszych klientów. W żaden sposób dane zawarte w tej Instrukcji nie stanowią podstawy lub gwarancji do uzyskania takiej samej wydajności w odmiennych warunkach żywienia, zagęszczenia lub fizycznych czy biologicznych parametrach środowiska. W szczególności (ale bez powyższych ograniczeń) nie udzielamy jakiejkolwiek gwarancji odnośnie przydatności, wydajności, zastosowania, natury lub jakości stad reprodukcyjnych. Hubbard nie ponosi odpowiedzialności za dokładność lub kompletność informacji zawartych w tej Instrukcji.

JAJO WYLĘGOWE

Jakość jednodniowego pisklęcia w dużej mierze zależy od jakości jaja wylęgowego. Dlatego tak ważne jest, aby podczas całego procesu reprodukcji podjąć wszelkie starania w celu zapewnienia optymalnej dbałości o jaja i ich jakość.

CHARAKTERYSTYCZNE CECHY JAJA WYLĘGOWEGO

➡ Skład jaja i czynniki wpływające na jego skład

Chociaż skład jaja w pojęciu makroskładników (woda, białka i aminokwasy, tłuszcze ogółem i makroelementy) nieznacznie zależy od składników pokarmowych wchłoniętych przez przewód pokarmowy kury, to zawartość substancji śladowych, mikroelementów i witamin oraz kwasów tłuszczowych z lipidów jest różna w zależności od właściwości spożywanych składników pokarmowych.

Dlatego też, chociaż niedobory pokarmowe nie powodują bezpośredniego pogorszenia transferu makroskładników pokarmowych do jaj, to na przykład pasze z nadmiarem białka lub wapnia niekoniecznie muszą poprawiać jakość piskląt lub skorupy jaj.

Inna sytuacja jest w przypadku mikroskładników. Zawartość witamin w jaju (zwłaszcza witamin A i D oraz niektórych z grupy B) jest bezpośrednio powiązana z absorpcją tych substancji z przewodu pokarmowego. Dlatego tak ważne jest zagwarantowanie, by zapotrzebowanie kur na te składniki pokarmowe, zwłaszcza na witaminy, zostało całkowicie zaspokojone.

Taka sama sytuacja jest z kwasami tłuszczowymi. Pasza zawierająca nadmiar nasyconych kwasów tłuszczowych może prowadzić do obniżenia ilości odkładanych nienasyconych kwasów tłuszczowych i przeszkodzić w rozpoczęciu prawidłowego rozwoju zarodka.

Jedynie wiek stada negatywnie wpływa na zawartość makroskładników w jajach. Z wiekiem stada zwiększa się też rozmiar żółtka i proporcjonalnie obniża zawartość białka w jaju. Taka sama zależność występuje w przypadku pozostałych makroskładników pokarmowych, których zawartość wzrasta lub maleje w zależności od tego, w której części jaja się one znajdują.

Takie zmiany mogą być też istotną konsekwencją zarządzania wiekiem dojrzewania płciowego kur. Jeśli początek produkcji jest zbyt wczesny, często prowadzi to do znoszenia zbyt małych jaj, zmniejszenia ilości makroskładników pokarmowych odkładanych w jaju i w konsekwencji złej jakości piskląt.

➡ Jakość higieniczna jaj

Jakość higieniczna jaj wylęgowych jest odbiciem stanu higieny stada i warunków środowiskowych, w jakich jajo przebywa od chwili zniesienia. Dlatego tak ważne jest, żeby stado było wolne od:

- pionowo przenoszonych chorób,
- chorób jajnika,
- problemów z jelitami, które mogą wpływać na proces absorpcji w jelitach składników pokarmowych niezbędnych do formowania jaj,
- problemów z układem oddechowym, które mogą wpływać na pH krwi, a następnie na transport i odkładanie się składników pokarmowych w jaju.

Stan materiału do wyścielania gniazd oraz warunki sanitarne i higieniczne otoczenia są elementami krytycznymi:

Materiał do wyścielania gniazd z ręcznym zbiorem jaj powinien:

- pochodzić z bezpiecznego źródła i być poddany prawidłowej dezynfekcji w momencie dostawy do magazynu,
- być magazynowany w suchym, dobrze wentylowanym miejscu, na które nie padają bezpośrednio promienie słoneczne lub deszcz,
- być chroniony przed wszelkimi źródłami skażenia (dzikie ptaki, szczury i inne szkodniki).

JAJO WYLĘGOWE

W momencie ścielenia gniazd należy zapewnić:

- dezynfekcję (tam, gdzie jest to dopuszczalne, 1 łyżeczka od herbaty – 5-10 gram – paraformaldehydu, co dwa tygodnie),
- wymianę materiału wyścielającego gniazda co 2-3 miesiące lub wcześniej, jeśli został mocno zabrudzony odchodami lub jeśli jest wilgotny.

W przypadku gniazd automatycznych należy zapewnić:

- ochronę przed zabrudzeniem gniazd w nocy poprzez instalację ruchomych ścian wypychających kury z gniazd lub systemu zamykania gniazd,
- regularne mycie i dezynfekcję (w tym także taśm do zbioru jaj),
- wymianę mat podściółkowych, jeśli są poważnie uszkodzone.

➡ SELEKCJA JAJ WYLĘGOWYCH

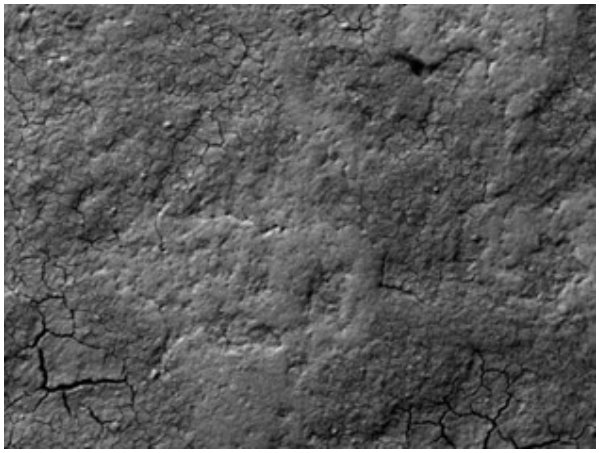
W dalszej części tej Instrukcji zostanie omówione kiedy i jak jakość skorupy i ciężar jaj mają istotne znaczenie przy określaniu parametrów inkubacji.

Chociaż nie proponuje się, aczkolwiek zaleca selekcję jaj na podstawie ich ciężaru i jakości skorupy, istotnym jest podkreślenie znaczenia wyrównania jaj w obrębie tego samego stada. Wyrównanie jaj i bez wątpienia jakość skorupy są bezpośrednio związane ze statusem stada, od którego jaja są dostarczane.

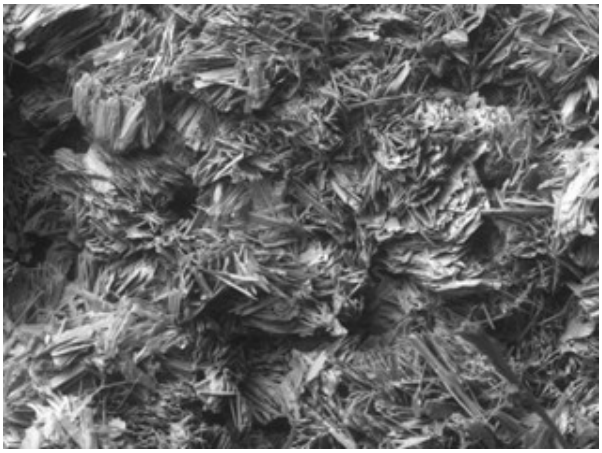
Gdy jaja są wyrównane, z pewnością łatwiejszy jest dobór takich parametrów i profilu inkubacji, które ściśle odpowiadają indywidualnym potrzebom zarodka niezbędnym do jego prawidłowego rozwoju.

➡ Idealne jajo wylęgowe powinno:

- mieć wymiar długości do szerokości w stosunku jak 1,4/1,0,
- mieć ciężar i rozmiar jak najbardziej zbliżone do średnich wielkości dla jaj z całego stada,
- być zniesione w gnieździe, które jest suche, czyste i zabezpieczone przed pyłami,
- pochodzić od stada, które jest wolne od chorób,
- nie być zabrudzone odchodami lub resztkami ściółki z gniazda,
- być czyste i nie być zabrudzone resztkami białka lub żółtka pochodzącymi z rozbitych jaj,
- być jednakowego koloru (ciemnobrązowego lub jasnobrązowego w zależności od wieku stada) z gładką skorupą pozbawioną chropowatości i złogów wapnia,
- mieć jednolicie zwartą i całą skorupę, nie popękaną, nie podziurawioną i bez widocznych por.



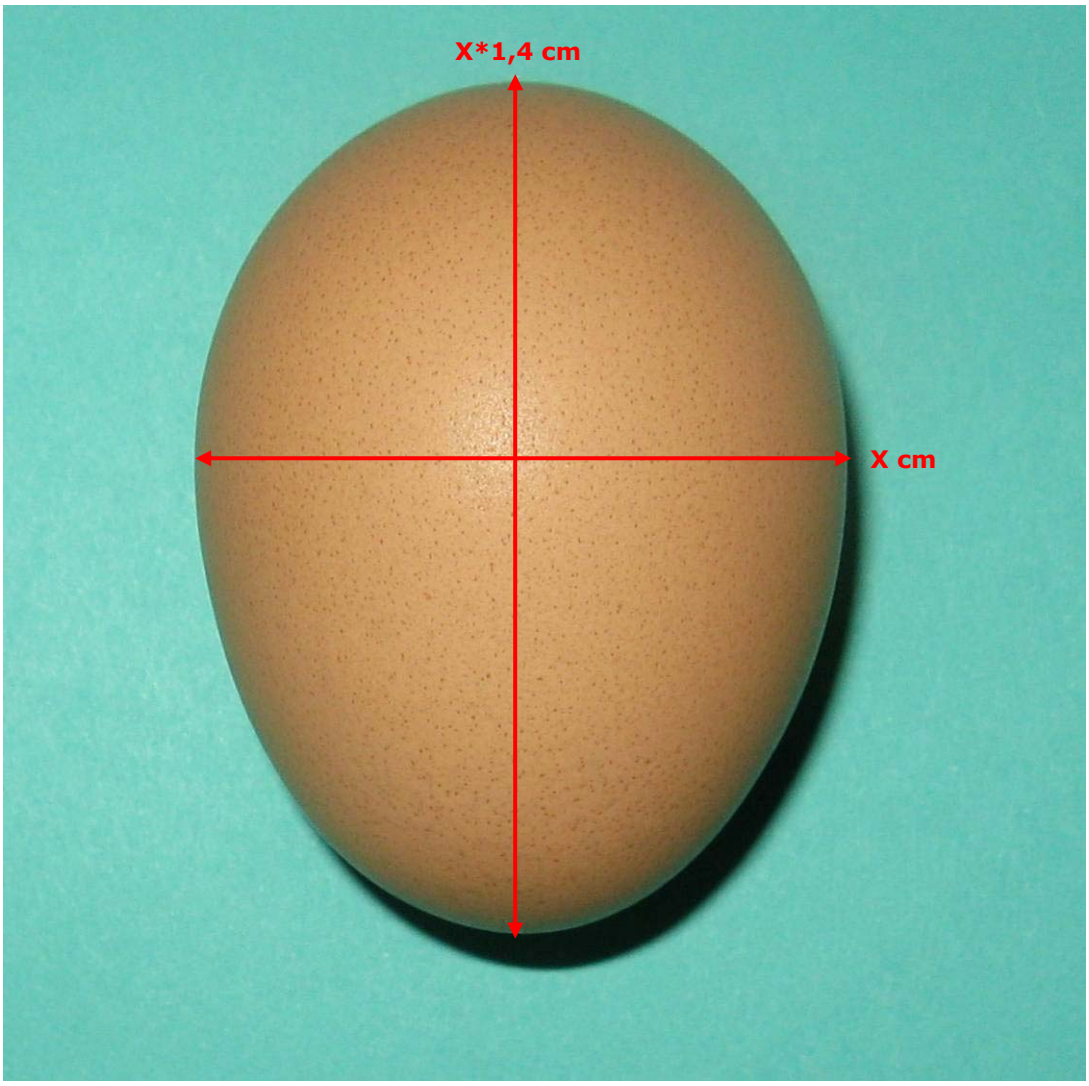
Gładka skorupa



Porowata skorupa

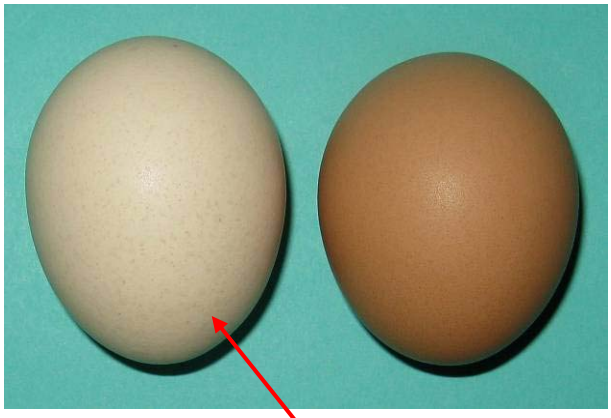
Wyselekcjonowane jaja z prezentacji dr Erica Guineberta: From egg to chicken: miracle?, ITAVI, Rennes, SPACE 2004.

JAJO WYLĘGOWE

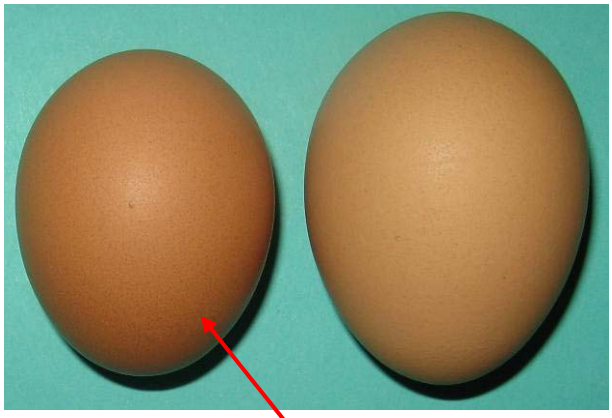


Idealne jajo

Jaja, które nie odpowiadają powyższym kryteriom, nie powinny być traktowane jako jaja wylęgowe:

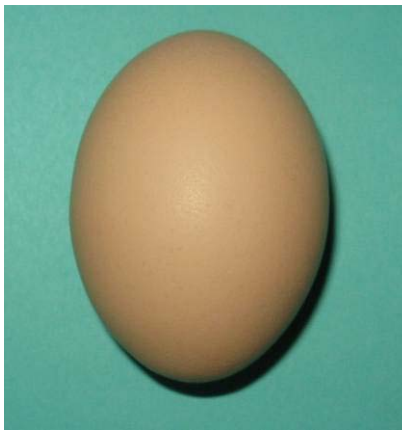


Blada skorupa

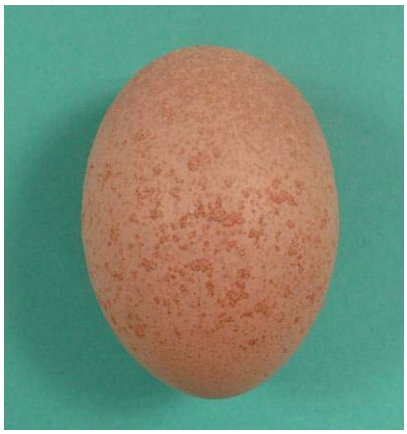


Małe jaja

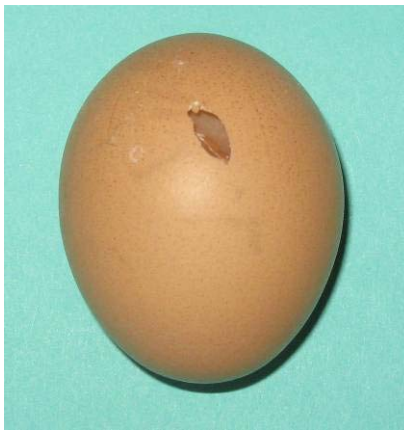
JAJO WYLĘGOWE



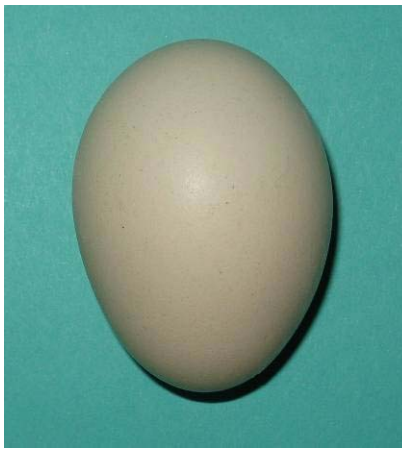
Jajo długie



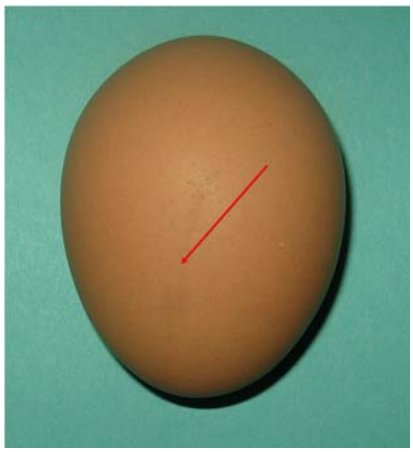
Problemy z kalcyfikacją



Przedziurawiona skorupa jaja



Jajo zdeformowane



Mikropęknięcia

Jajo brudne

Jajo okrągłe

Jajo poplamione

Pomarszczona skorupa jaja

Jeśli z jakichś powodów takie jaja muszą być inkubowane, powinny być oznaczone, nałożone i lężone oddzielnie.

JAJO WYLĘGOWE

➡ DEZYNFEKCJA JAJ

Jeśli nawet zostaną podjęte wszelkiego rodzaju środki ostrożności, aby wyprodukować jaja wylęgowe o optymalnej jakości, ryzyko skażenia ciągle istnieje i nie powinno być ignorowane. Jaja są szczególnie podatne na skażenie w czasie tworzenia się komory powietrznej.

Powstawanie komory powietrznej rozpoczyna się w momencie zniesienia jaja przez kurę. Stopniowe schładzanie się jaja powoduje, że wewnętrzne części jaja ulegają skurczeniu (zwłaszcza białko jaja i pory znajdujące się w ostrym końcu skorupy jaja), przez co następuje zassanie powietrza do wnętrza jaja. Powietrze z zewnątrz wchodzi do jaja i tworzy komorę powietrzną pomiędzy błonami skorupowymi.

Jeśli wchodzące do jaja powietrze jest skażone, ponieważ środowisko wokół jaja jest na przykład brudne lub jajo jest skażone przez brud, wióry drzewne lub słomę, które przylepiły się do powierzchni skorupy, to bakterie i pleśni mogą przedostać się do wnętrza jaja i przyczepić się do zewnętrznej błony zwanej podskorupową.

Stopień skażenia może być niewielki lub niewykrywalny podczas badania skorupy, ale jakiekolwiek skażenie jest bardzo groźne, ponieważ drobnoustroje chorobotwórcze rozmnażają się bardzo szybko w momencie rozpoczęcia klucia się piskląt.

Dezynfekcja jaj w czasie, kiedy są one ciągle jeszcze ciepłe i następuje ich schładzanie, jest najlepszym momentem zapobieżenia przenikaniu bakterii i pleśni do wnętrza jaja. Co więcej, dezynfekcja powierzchni skorupy jaja ma niewielkie znaczenie dla uniknięcia skażenia wtedy, gdy bakterie i pleśni już zdążyły przeniknąć przez skorupę jaja.

Jajo po zniesieniu ma temperaturę niewiele niższą od temperatury ciała kury, tzn. ok. 40°C (104.0° F) i potrzebuje 4-6 godzin (w zależności od temperatury zewnętrznej), aby osiągnąć temperaturę otoczenia. W tym czasie tworzy się komora powietrzna i dlatego jajo powinno być poddane dezynfekcji przed schłodzeniem.

Zachodzące zmiany uwypuklają znaczenie częstego zbierania jaj (4-5 razy w ciągu dnia), co zwiększa skuteczność dezynfekcji w czasie tworzenia się komory powietrznej. Niezbyt częste zbieranie jaj obniża skuteczność dezynfekcji.

Jednakże nawet dobrze przeprowadzony zbiór jaj oraz dezynfekcja nie gwarantują wymaganej jakości jaj pod względem czystości. Główną rolę w zapobieganiu skażeniom odgrywa jakość skorupy i dlatego tak istotne jest zrobienie wszystkiego, co jest możliwe, aby zapewnić, by program dezynfekcji był optymalny.

Wiele przeprowadzonych badań wykazało, że długość czasu, przez jaki jaja są wystawione na kontakt z bakteriami, odgrywa mniej ważną rolę w zapobieganiu skażeniom aniżeli grubość skorupy. Wykazano, że optymalną grubość skorupy mają jaja o ciężarze właściwym większym niż 1,080.

Jakość skorupy i penetracja bakterii po zniesieniu jaja

Ciężar właściwy jaja	Jakość skorupy	% penetracji po 30 minutach	% penetracji po 60 minutach	% penetracji po 24 godzinach
1,070	**Zła**	34	41	54
1,080	**Średnia**	18	25	27
1,090	**Dobra**	11	16	21

Sauter E.A. i Petersen C.F. (1974)

JAJO WYLĘGOWE

➡ Metody dezynfekcji

Niezależnie od tego, jaka metoda zostanie wybrana, skuteczna dezynfekcja nie będzie miała miejsca, dopóki skorupa nie będzie czysta. Rzadko bowiem zdarza się, aby środek dezynfekcyjny był skuteczny przeciwko patogenom znajdującym się w materiale organicznym lub kurzu.

Zasadnicze metody dezynfekcji to:

Spryskiwanie (spray):

Spryskanie środkiem dezynfekcyjnym jest skutecznym sposobem obniżenia ryzyka skażenia bakteryjnego. Metoda ta jest szczególnie przydatna wtedy, gdy jaja wylęgowe są zbierane bezpośrednio na tace lęgowe, ponieważ możliwe jest spryskanie środkiem dezynfekcyjnym bocznych i górnych powierzchni skorupy jaj w momencie zbierania jaj.

Najczęściej używane są środki dezynfekcyjne zawierające czwartorzędowe zasady amoniowe, fenole, nadtlenek wodoru, jodynę lub aldehyd glutarowy. Należy być świadomym, że niektóre środki dezynfekcyjne podczas ich aplikacji mogą blokować pory w skorupie jaj, co spowoduje zmniejszenie ubywania wody z jaj podczas ich inkubacji i przyczyni do pogorszenia wylęgowości. Należy sprawdzić u dostawcy, czy dany produkt jest odpowiedni i zastosować się dokładnie do sposobu jego użycia.

Dla uzyskania maksymalnej skuteczności należy zapewnić, aby roztwór miał temperaturę pomiędzy 38°C (100.4°F) i 48°C (118.4°F). Dezynfekcję należy przeprowadzić w czystym środowisku wolnym od kurzu i pyłów.

Fumigacja (gazowanie):

Jest to metoda, której stosowanie jest najbardziej rozpowszechnione. Jest najbardziej skuteczna w zwalczaniu skażeń powierzchni skorupy. Jednakże gazy uwalniane w wyniku reakcji chemicznej lub z roztworu słabo dyfundują do wnętrza jaja przez pory w skorupie. Dlatego też uzasadnione jest stosowanie fumigacji jaj w czasie tworzenia się komory powietrznej.

Jest wiele preparatów, które mogą być wykorzystane do fumigacji jaj. Najczęściej używanymi w podanej dawce są:

- paraformaldehyd w postaci proszku: 8-10 gram/m^3,
- formalina (37,5 %) i nadmanganian potasu: 2 dawki są zalecane przez OIE (Światowa Organizacja Zdrowia Zwierząt):
  - 53 ml formaliny i 35 gram nadmanganianu potasu na każdy m^3,
  - 43 ml formaliny i 21 gram nadmanganianu potasu na każdy m^3,
- mieszanina 40 % formaliny i nadmanganian potasu: 45 ml i 30 gram na każdy m^3

Należy dostosować się do obowiązujących w danym miejscu przepisów prawa, które mogą ograniczać, a nawet zabraniać, stosowanie formaliny.

Zastosowanie formaliny i nadmanganianu potasu wymaga szczególnych środków ostrożności. Należy używać metalowych pojemników odpornych na wysokie temperatury. Zawsze należy dodawać formalinę do nadmanganianu potasu, nigdy odwrotnie, a operator musi mieć założoną pełną maskę ochronną.

Maksymalny skutek bakteriobójczy formaliny jest wtedy, gdy temperatura otoczenia mieści się pomiędzy 24°C (75.2°F) i 35°C (95.0°F) oraz przy wilgotności względnej 85-90%. Fumigacja paraformaldehydem powinna trwać przez 20 minut, po czym gaz powinien być szybko usunięty ze środowiska lub zneutralizowany przy użyciu amoniaku (połową objętości użytej formaliny) przez 10-15 minut.

JAJO WYLĘGOWE

Dostępnych jest też wiele innych preparatów, często zawierających formalinę, czwartorzędowe zasady amoniowe czy nadtlenek wodoru. Zalecenia dotyczące sposobu ich użycia należy sprawdzić u dostawcy.

Radiacja promieniami UV-C

Metoda ta najczęściej jest wykorzystywana do odkażania wody, natomiast nie jest często stosowana do dezynfekcji jaj wylęgowych.

Prawdopodobnie powodem jest brak dokładnego określenia niezbędnego czasu ekspozycji, który nie jest w pełni zdefiniowany (precyzyjny czas ekspozycji bez niebezpieczeństwa uszkodzenia zarodka może trwać od 40 sekund do 5 minut). Trudno jest też sobie wyobrazić, jak wszystkie strony każdego z jaj wylęgowych można by poddać działaniu promieni UV-C, nawet jeśli jaja byłyby zbierane wprost na tace lęgowe.

Używanie takich systemów jest zalecane wyłącznie tam, gdzie jaja są zbierane i umieszczane na tacy lęgowej w sposób automatyczny i gdzie w związku z tym jaja przechodzące przez strefę dezynfekcyjną są obracane w taki sposób, aby każda strona jaja była poddana działaniu promieni UV-C.

Wprawdzie proces odkażania promieniami UV-C charakteryzuje się skuteczną aktywnością przeciwko bakteriom i pleśniom przylegającymi do błon podskorupowych, ponieważ promienie te przenikają przez skorupę, ale promienie UV-C z trudem penetrują przez kurz i resztki organiczne znajdujące się na powierzchni skorupy.

Wyłącznie promienie UV-C o długości 250-275 nm są bakteriobójcze.

Szczególnie należy zadbać o ochronę oczu, ponieważ promienie UV-C mogą uszkodzić siatkówkę oka.

Ozon:

Ozon jest często wykorzystywany do dezynfekcji systemów dostarczania wody w przemyśle spożywczym i do konserwacji żywności.

Masa cząsteczkowa ozonu jest podobna do masy cząsteczkowej tlenu lub dwutlenku węgla i dlatego może on łatwo wnikać do jaja przez pory w skorupie. Ta własność pozwala działać ozonowi jako środek bakteriobójczy na powierzchni błon podskorupowych, natomiast jest nietrwały dla operatorów i zarodka.

Ozon jest toksyczny i łatwopalny, powoduje korozję, a jego używanie wymaga zachowania nadzwyczajnych środków ostrożności. W wysokich stężeniach (3 %) wywiera niszczące działanie na proces lęgowy. Użycie dawki nawet 100-krotnie mniejszej ciągle ma ujemny wpływ na rozwijający się zarodek, a jednocześnie ma ograniczoną aktywność bakteriobójczą.

Niektórzy badacze nie polecają ozonu jako środka alternatywnego dla formaliny.

Optymalny sposób użycia ozonu ciągle nie jest do końca zdefiniowany, ale wiadomym jest, że ozon ma tendencję do naturalnej samoistnej dezasocjacji jako dwutlenek, przenikania przez ściany komórkowe i atakowania biologicznych składników komórki poprzez ich utlenianie.

Aktywność bakteriobójcza i wirusobójcza ozonu jest znana, ale ciągle nie są w pełni wyjaśnione zarówno optymalny czas jego oddziaływania, jak i zakres odpowiedniej temperatury otoczenia.

Mycie jaj:

Jest to bez wątpienia jedna z najlepszych metod, ale też jedyna, która wymaga uwagi. Automaty myjące, używane zwykle po umieszczeniu jaj na tacach lęgowych, są wyposażone w wysokociśnieniowe dysze do mycia i higieny, a następnie do spryskiwania i dezynfekcji powierzchni skorupy w temperaturze 40-50° C (104.0-122.0°F).

JAJO WYLĘGOWE

Większość jaj, w tym jaja brudne i ściółkowe, mogą być czyszczone tą metodą. Szczególną uwagę należy zwrócić na wybór środka higienicznego lub dezynfekcyjnego, ponieważ niektóre z nich, zwłaszcza środki higieniczne oparte na chlorze, mają tendencję do reagowania z kutikulą skorupy i niszczenia jej właściwości. Innym negatywnym oddziaływaniem, wynikającym ze składu danego środka, jest tendencja do blokowania por w skorupie i wpływania na wymianę gazową jaja. Należy zwrócić się do dostawcy środków dezynfekcyjnych z prośbą o więcej szczegółów dotyczących ich stosowania.

W celu uzyskania optymalnej skuteczności ważnym jest upewnienie się, że aktywny składnik środka higienicznego lub dezynfekcyjnego pozostaje w stałym stężeniu przez cały okres działania, poprzez regularne monitorowanie i ewentualne uzupełnienie środka dezynfekującego. Kluczowym jest utrzymywanie urządzeń do mycia jaj w czystości, a zbierające się w nich resztki organiczne powinny być na bieżąco usuwane. Ponieważ wytwarza się w nich ciepłe i wilgotne środowisko, to w urządzeniach do mycia jaj powstają idealne warunki do rozwoju wielu bakterii, takich jak Pseudomonas sp. Zamiast odkażenia jaj, mycie może raczej spowodować ponowne skażenie jaj, dlatego też należy przez cały czas ściśle przestrzegać zasad mycia jaj.

Wycieranie, piaskowanie i polerowanie:

Wielu spośród właścicieli ferm usuwa z powierzchni skorup resztki wiórów drzewnych, łusek ryżu, słomy i odchodów przez ich wycieranie, piaskowanie lub polerowanie. Tak długo, jak metoda ta nie jest nadużywana, jest praktycznym sposobem czyszczenia powierzchni skorupy.

Jeśli jedno jajo wymaga użycia jednego lub dwóch przetarć, aby je oczyścić, to takie jajo może być uznane za jajo wylęgowe. Jeśli natomiast czyszczenie wymaga użycie więcej niż dwóch przetarć do usunięcia zabrudzenia, to takie jajo nie jest jajem wylęgowym.

Użycie wełny szklanej, wełny mineralnej lub środka polerującego nie jest wskazane, ponieważ użycie ich może uszkodzić kutikulę, a nawet skorupę jaja.

PRZECHOWYWANIE JAJ

Wiele komentarzy i zaleceń pojawiło się od czasu, gdy wprowadzony w latach 80-tych ubiegłego wieku nowoczesny system jednonakładowej inkubacji został uznany jako nowy standard naśladujący warunki naturalnej inkubacji w przyrodzie. Niestety, ciągle nie znamy i nie rozumiemy wszystkich problemów fizjologicznych, które mają decydujący wpływ na przeżywanie zarodków w czasie przechowywania jaj.

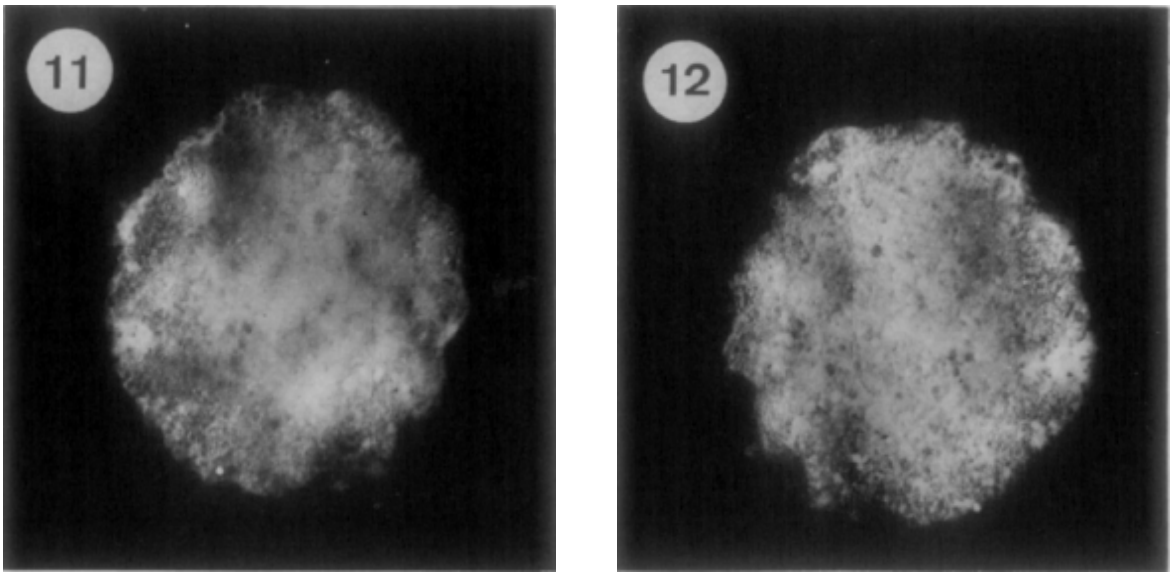
Przechowywanie jaj, gdy jest dłuższe niż 7-8 dni, ma istotny wpływ na wylęgowość, jakość piskląt i późniejsze tempo ich wzrostu.

➡ "OD OWULACJI DO ZNIESIENIA JAJA"

Zapłodnienie jaja następuje w lejku jajowodu wkrótce po owulacji. Pierwsze bruzdkowanie zygoty rozpoczyna się w macicy po ok. 5 godzinach od zapłodnienia i trwa przez dalszych 11 godzin.

Bruzdkowanie zarodka następuje według modelu tarczkowego, którego przebieg jest niezwykle zróżnicowany, ale zawsze rozpoczyna się poprzez uformowanie bruzdy w centralnej części zawiązka zarodka. Pierwszych 5-6 podziałów komórek zachodzi wzdłuż bruzdy pionowo (prostopadle do powierzchni tarczki zarodkowej). Dolna część tej bruzdy rozkłada się następnie na boki oddzielając od żółtka komórki zarodka znajdujące się w jego centralnej części. W ten sposób rozpoczyna się proces formowania jamy podzarodkowej.

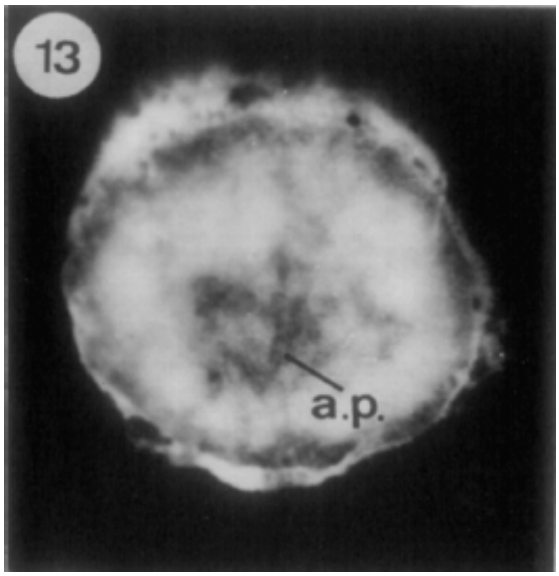
Tempo podziałów mitotycznych w tym okresie jest niezwykle wysokie. Kolejne fazy podziałów zmieniają się kolejno pionowo i poziomo. Po ok. 11 godzinach bruzdkowania cytoplazmatyczna tarczka na szczycie żółtka przekształca się w nieprzezroczystą tarczkę mającą grubość ok. 5-6 warstw komórek (Khaner O., 1993). Jest to VI stadium wg klasyfikacji zaproponowanej przez Eyal-Giladi H. i Kochav S. (1976):

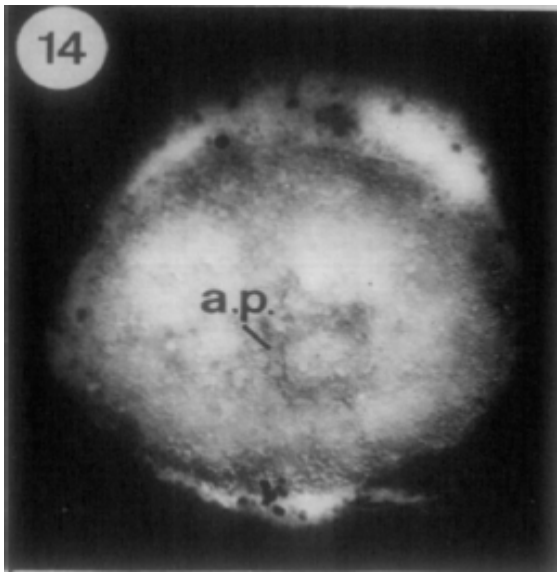


Widok z góry (11) i z dołu (12) zarodka w VI stadium rozwoju. Całkowita masa cytoplazmy tarczki zawiązka zarodka uległa podziałowi, komórki są bardzo małe i tworzą jednorodną pogrubioną powierzchnię. Można powiedzieć, że w tym stadium zawiązek zarodka przekształca się w blastodermę (Eyal-Giladi H. i Kochav S., 1976).

Tworzenie się cienkiej warstwy pola jasnego rozpoczyna się w stadium VII, ok. 12-14 godzin po wejściu jaja do macicy. Proces ten jest widoczny jako stopniowa migracja pewnej liczby komórek warstwy blastodermy, które kierują się ku dołowi do jamy podzarodkowej. Od tego momentu średnica zarodka stopniowo zwiększa się.

PRZECHOWYWANIE JAJ

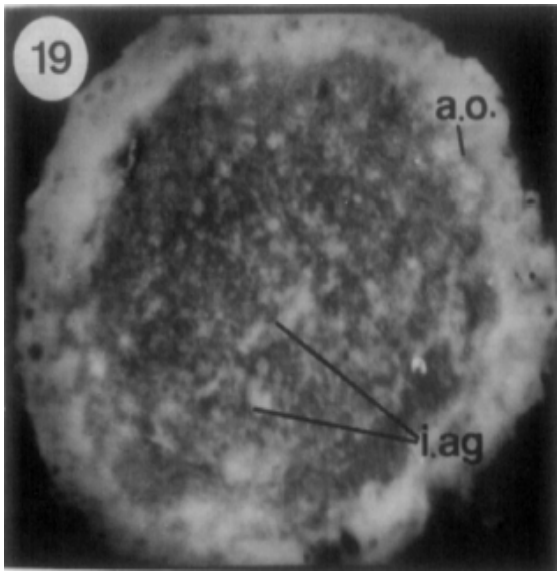


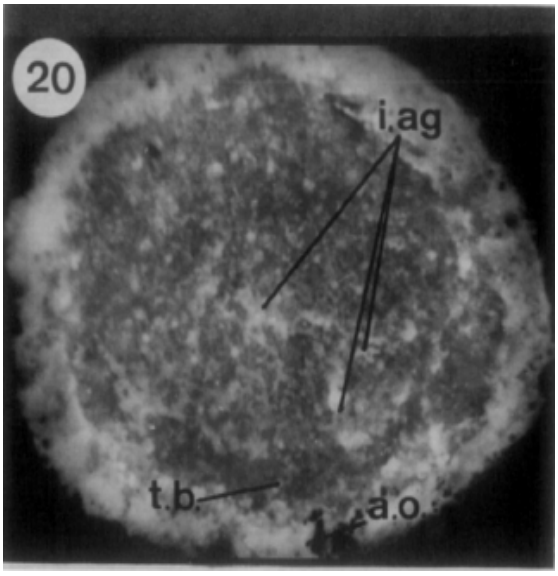


Widok z góry (13) i z dołu (14) zarodka w VII stadium rozwoju. Podczas gdy wierzchnia część blastodermy pozostaje nienaruszona, komórki w części spodniej ulegają linieniu i obumieraniu. W ten sposób rozpoczyna się wytwarzanie pola jasnego (area pellucida) (Eyal-Giladi H. i Kochav S., 1976).

Proces ten trwa przez następnych 8-9 godzin jako X stadium rozwoju zarodka, podczas którego ostatecznie wykształcają się centralnie umieszczone pole jasne o grubości jednej komórki i otaczające je obwodowo pole ciemne (Khaner O., 1993).

W tym stadium w niższej części blastodermy widoczne jest tworzenie się grup komórek i dalszej strefy, która nie jest częścią tej transformacji. W ten sposób rozpoczyna się proces formowania hipoblastu.





Widok z góry (19) i z dołu (20) zarodka w X stadium rozwoju. Na widoku z dołu widoczne są odseparowane grupy komórek (odseparowane zespoły komórek, i.ag.), w większej liczbie w tylnej części blastodermy. Przejrzysty pas (t.b.) oddziela grupy komórek od pola ciemnego (Eyal-Giladi H. i Kochav S., 1976).

PRZECHOWYWANIE JAJ

W trakcie X stadium rozwoju zarodka kura znosi jajo. Zarodek składa się z 40-60 tys. komórek, ma średnicę 3-4 mm, a grupa komórek ułożonych w kierunku czołowo-tylnym jest w pełni ukształtowana (z tych komórek w pierwszej dobie inkubacji powstanie smuga pierwotna).

Okazuje się, że z powodu różnych czynników ilość komórek w zarodku może być zmienna. Meijerhof R. (1992) w różnych badaniach wykazał, że ważną rolę w rozwoju zarodka do momentu zniesienia jaja odgrywa wiek kur w stadzie. Zatem rozwój komórkowy zarodków w jajach w momencie ich zniesienia przez starsze kury jest bardziej zaawansowany.

Okazuje się, że również masa ciała kur odgrywa ważną rolę. Linie kur selekcjonowanych na większą masę ciała w okresie wychowu przejawiają tendencję do znoszenia jaj z bardziej zaawansowanym rozwojem zarodka w porównaniu do linii kur selekcjonowanych na niższą masę ciała.

Miejsce jaja w serii kolejno zniesionych jaj również może mieć wpływ na stan zaawansowania rozwoju zarodka. Ponieważ czas przejścia przez układ rozrodczy pierwszego i ostatniego jaja w serii jest często dłuższy, to rozwój zarodka w tych jajach jest zwykle bardziej zaawansowany aniżeli w jajach zniesionych w środku serii.

Typ gniazda także odgrywa ważną rolę. Zarodki w jajach zniesionych w gniazdach z ręcznym zbiorem jaj są często bardziej zaawansowane w rozwoju aniżeli te zniesione w gniazdach z automatycznym zbiorem jaj lub w klatkach, ponieważ po zniesieniu schładzają się przez dłuższy czas. Dzieje się tak w wyniku połączonego działania ocieplającego materiału wyścielającego gniazdo oraz obecności kury, która może przesiadywać w gnieździe przez dłuższy okres czasu.

Jednakże stan rozwoju zarodka w momencie zniesienia jaja wydaje się być zasadniczym czynnikiem mającym wpływ na przetrwanie zarodka w czasie inkubacji:

Stan rozwoju zarodka w momencie zniesienia jaja oraz jego wpływ na wylęgowość

Stan przed gastrulacją (< stage EG10*)	Zaawansowany stan gastruli (≥ stage EG10*)	Wylęgowość
% zarodków w tym stanie rozwoju zarodka	% zarodków w tym stanie rozwoju zarodka	%
30	70	>55 to >84
62	38	<55

* Stan rozwoju zarodka wg klasyfikacji zaproponowanej przez Eyal-Giladi H. i Kochav S. (1976).

Za: Reijrink I. i in., (2008)

Co więcej, wydaje się, że fakt ten ma też zasadniczy wpływ na zdolność zarodka do przetrwania długiego okresu przechowywania jaj wylęgowych. Wiele badań wskazuje, że zarodki w X stadium swojego rozwoju są mniej odporne na stres przechowywania aniżeli zarodki w XII stadium rozwoju (Reijrink I., 2009) lub XIII stadium rozwoju (Fasenko G.M. i in., 2003a).

Wydaje się, że stadium rozwoju, w którym ciągle trwa formowanie się hipoblastu i epiblastu (stadium XII) lub już nastąpiło całkowite uformowanie się tych struktur (stadium XIII) może nastąpić dopiero w czasie inkubacji.

➡ PREINKUBACJA (PRESI)

Kury wysiadujące jaja w naturalnych warunkach nie dążą do utrzymywania jaj wylęgowych w stałej temperaturze. Przeciwnie, ilekroć kura zniesie nowe jajo, podgrzewa zarówno to zniesione przed chwilą, jak również jaja zniesione wcześniej.

Możliwe, że ten okres podgrzewania, który jest krótki i przerywany, ma na celu pobudzenie zarodka do przejścia do kolejnej fazy rozwoju, a także służy odnowieniu komórek, które zamarły w trakcie przechowywania jaj. Preinkubacja (PRESI = pre-storage incubation > tłum. inkubacja w okresie przed przechowywaniem) usiłuje naśladować to zachowanie się kur.

PRZECHOWYWANIE JAJ

Proces ten polega na nałożeniu jaj w aparacie lęgowym wprost po ich przybyciu z fermy do zakładu wylęgowego (zanim zostaną umieszczone w chłodnym magazynie) i przetrzymanie przez 6 godzin w temperaturze 37.7-37.8°C (99.9-100.1°F).

Testy wykonane w naszych zakładach wylęgowych zawsze kończyły się pozytywnym wynikiem (o 4,1 % średnio wyższa wylęgowość dla jaj magazynowych od 4-13 dni), natomiast inni naukowcy otrzymali mniej przekonujące wyniki. Stan rozwoju zarodka w chwili zniesienia jaja, temperatura preinkubacji oraz okres czasu, jaki upłynął od zniesienia jaja przez kurę wydają się być czynnikami, które w dużym stopniu decydują o powodzeniu tej metody.

Fasenko G.M. i in. (2003b) stwierdzili, że preinkubacja jaj kilka dni po ich zniesieniu może mieć negatywny wpływ na wylęgowość.

Ta technika powinna być stosowana z ostrożnością. Metoda nie jest jeszcze dokładnie opisana, a korzystny wpływ nie zawsze musi być widoczny. Metoda nie jest też zawsze praktyczna, bo dodatkowy inkubator musi stale służyć tylko procesowi preinkubacji.

➡ FIZYKO-CHEMICZNE KONSEWKENCJE PRZECHOWYWANIA JAJ

Temperatura tzw. "fizjologicznego zera", w której rozwój zarodka zostaje przerwany, także nie jest dokładnie zdefiniowana. Decuypere E. i Michels H. (1992) przeprowadzili bardziej szczegółowy przegląd tego problemu. Niektórzy naukowcy stwierdzili, że taką temperaturą jest 20-21°C (68.0-69.8°F), podczas gdy inni podają, że jest to temperatura 25-27°C (77.0-80.6°F), a niektórzy nawet twierdzą, że 28-29°C (82.4-84.2°F).

Taka zmienność temperatury tzw. „fizjologicznego zera" może być związana ze zróżnicowanym zapotrzebowaniem i funkcjonowaniem poszczególnych organów rozwijającego się zarodka. Wilson H.R. (1991) wykazał pośrednio, że utrzymując zarodek w temperaturze zmieniającej się w granicach od 27-35°C (80.6-95.0°F) można zaobserwować jego nieproporcjonalny rozwój.

➡ Ubytek wody z jaj w czasie ich przechowywania

Organiczna kutikula, która pokrywa skorupę jaj, tworzy warstwę pełną mikropęknięć i szczelin, które powiększają się wraz ze starzeniem się jaja i umożliwiają wymianę gazową między jajem i otaczającym powietrzem.

Ubytek wody jest spowodowany parowaniem, a ilość wyparowanej wody zależy od długości czasu, przez jaki jaja są przechowywane, temperatury i wilgotności powietrza w magazynie oraz wielkości powierzchni i stopnia porowatości skorupy (Sauveur B., 1988).

Najpierw paruje woda z błon podskorupowych. Następnie paruje woda z białka jaja. Chociaż sugeruje się, że ubytek wody może mieć negatywny wpływ na lepkość białka, to nie stwierdzono, że istnieje bezpośrednia zależność między parowaniem wody, pH i lepkością białka jaja.

Jak podają Reijrink I. i in. (2008) w swojej przeglądowej pracy, Meijerhof R. i in. (1994) wykazali, że ubytek wody z jaj w czasie przechowywania w zasadzie nie różni się znacząco, jeśli wilgotność względna otaczającego powietrza mieści się w granicach od 55-75 %. Mimo to panuje ogólne przekonanie, że ubytek wody w czasie przechowywania powinien być ograniczany i powinien mieścić się w granicach miedzy 0,8 a 0,9 % tygodniowo.

➡ Wpływ na białko

„Grubość" białka gęstego wynika ze stanu wiązań elektrostatycznych między owomucyną (a dokładniej z jej β-podjednostkami) a lizozymem. Czynnikami wiążącymi są dwuwartościowe kationy magnez i wapń zawarte w białku jaja.

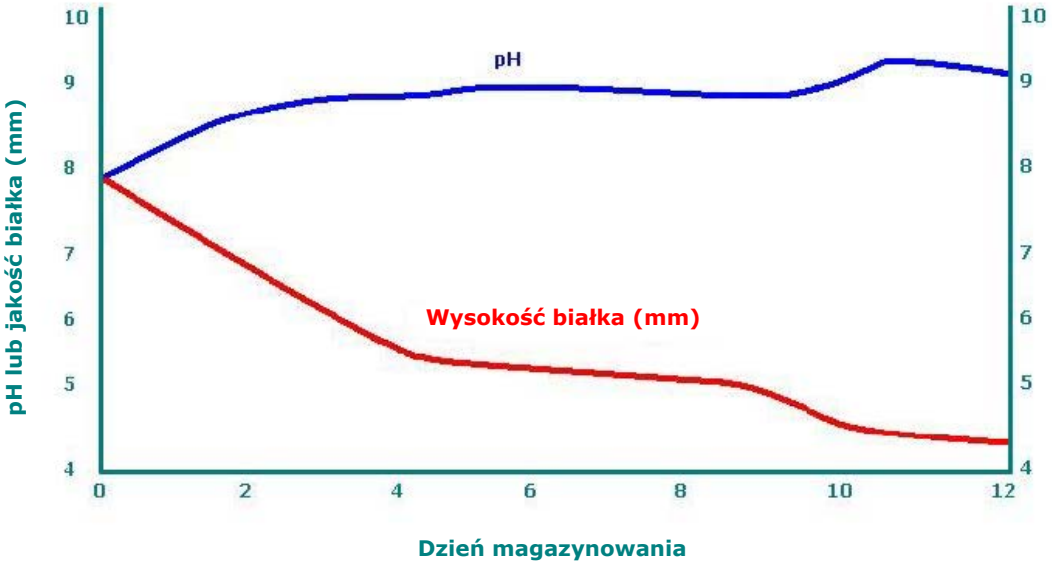
Gęstość białka w dużym stopniu zależy od pH, którego wartość ulega naturalnemu spadkowi niezależnie od wieku kur w stadzie lub wzrostu ciężaru jaj. Wydaje się, że pH odgrywa istotną rolę w wymianie gazowej i transporcie składników pokarmowych do zarodka.

PRZECHOWYWANIE JAJ

Od momentu, gdy jajo zostaje zniesione, zawartość CO2 w białku stopniowo zmniejsza się. Tempo ubytku CO2 z pewnością zależy od pojemności buforowej białka (która osiąga swoje minimum wtedy, gdy wartość pH mieści się w granicach miedzy 7,0 a 9,0), ale również od temperatury otoczenia, przewodności skorupy, czasu przechowywania i składu powietrza wokół jaja.

Czynniki podane powyżej powodują wzrost pH białka, którego wartość w momencie zniesienia jaja wynosi 7,6 i stopniowo wzrasta do 9,0-9,2 w ciągu kilku następnych dni.

Przebieg zmian pH i wysokości białka gęstego w czasie przechowywania jaj



Za: Van de Ven L. (2003)

Wzrost wartości pH jest i ważny, i niezbędny, nie tylko z tego powodu, że wczesny rozwój zarodka jest realizowany przez enzymy, których aktywność zależy od wartości pH (Decuypere E. i in., 2001), ale także dlatego, że alkaliczne pH chroni zarodek przed potencjalnym zakażeniem przez bakterie.

Warto zauważyć, że największy wzrost wartości pH ma miejsce w ciągu 3-4 pierwszych dni przechowywania. Proces ten pozwala wyjaśnić fakt, że jaja przechowywane przez krótki okres czasu charakteryzują się lepszą wylęgowością aniżeli jaja, które zostały nałożone do aparatu lęgowego w tym samym dniu, kiedy zostały zniesione. Rozpad białka, który powoduje wzrost wartości pH, ułatwia wymianę gazową i transport składników pokarmowych do zarodka (Lapão C. i in., 1999).

Jest to prawdą zwłaszcza w przypadku jaj od młodych kur. Gęstość białka w tych jajach jest wyższa aniżeli w jajach od starszych kur, co częściowo jest spowodowane faktem, że pH białka w jajach zniesionych przez młode kury jest nieco niższe:

Wiek kur w stadzie (w tygodniach)	pH białka w dniu zniesienia jaja	Grubość białka w dniu zniesienia jaja (mm)
32	8,08 ± 0,02	7,74 ± 0,29
42	8,19 ± 0,02	7,44 ± 0,29
54	8,23 ± 0,02	7,06 ± 0,29
59	8,30 ± 0,02	6,28 ± 0,29

Lapão C. i in., (1999)

PRZECHOWYWANIE JAJ

Interesującym jest także to, że niezależnie od pH białka na początku przechowywania jaj, jego wartość ma tendencję do ustabilizowania się na tym samym poziomie średnio 9,0-9,2 po 4-5 dniach od zniesienia jaja (Lapão C. i in., 1999). Dłuższe przechowywanie jaj nie powoduje dalszego wzrostu wartości pH.

Najlepiej poznanym objawem wzrostu pH jest „rozwodnienie" białka. Wysokość białka, mierzona w jednostkach Haugha, obniża się w czasie przechowywania jaj według krzywej wykładniczej.

➡ Wpływ na żółtko

W momencie znoszenia jaja wartość pH żółtka mieści się w granicach 6,0-6,3. Następnie stopniowo wzrasta i stabilizuje się na poziomie 6,5-6,8 (Reijrink I. i in., 2008).

W czasie przechowywania jaj fizyko-chemiczne zmiany w żółtku podlegają tym samym wpływom, które kształtują zmiany w białku. Wzrost wartości pH powoduje następujące zmiany:

- błona witelinowa staje się słabsza (ma skład podobny do składu błony chalazowej),
- duża ilość wody zostaje przetransportowana z białka do żółtka dzięki wysokiemu poziomowi ciśnienia osmotycznego między białkiem i żółtkiem, które zawiera białka hydrofilne,
- transfer dwuwartościowych kationów do żółtka, co przyspiesza proces „rozwodnienia" białka,
- spadek lepkości i zmiana struktury żółtka (zależność między wysokością żółtka a jego szerokością powodująca, że żółtko traci swój kształt).

Jeśli na skutek spożycia niektórych surowców paszowych, podawania kokcydiostatyków, a nawet niektórych leków przeciwko pasożytom, zmiany te zachodzą szybciej, to na powierzchni żółtka mogą pojawić się plamy. Zjawisko to znane jest jako „plamistość" lub „marmurkowatość" i może być widoczne nawet w jajach w momencie zniesienia (Sauveur B., 1988).

Zmiany widoczne po przechowywaniu jaj:

- nienormalnie wysoka zawartość wody w żółtku,
- ubytek żelaza z żółtka do białka, co powoduje zmianę zabarwienia białka na kolor różowy,
- przenikanie białek do żółtka, co powoduje zmianę zabarwienia żółtka na kolor łososiowy.

Upłynnienie białka na skutek zmniejszenia gęstości białka wpływa również na położenie żółtka, które przemieszcza się w kierunku tępego końca jaja, gdzie w normalnych warunkach przechowywania znajduje się komora powietrzna. Zmiany te zwiększają ryzyko odwodnienia i utlenienia zarodka, co może pogorszyć jego szanse na przetrwanie.

➡ Wpływ na zarodek

W czasie przechowywania jaj wartość pH białka zmienia się gwałtownie z 7,6 do 9,0-9,2. Prowadzi to do stopniowego wzrostu przepuszczalności błony witelinowej, która (łącznie z błoną chalazową) chroni zarodek w czasie przechowywania jaj, jak również w pierwszych 2-3 dniach inkubacji, przed zbyt wczesnym rozpoczęciem tworzenia się w zarodku zawiązków.

Osłabienie błony witelinowej naraża zarodek na działanie wysokiego alkalicznego pH, co – jak się sugeruje – jest powodem wczesnego zamierania zarodków (Reijrink I. i in., 2008).

Jak podają Reijrink I. i in. (2008) w swojej przeglądowej pracy, Gillespie J. i McHanwell S. (1987) mierzyli pH w przestrzeni zewnątrzkomórkowej w czasie pierwszych godzin inkubacji jaj. Stwierdzili, że wartość pH wahała się od 7,9 do 8,4. W trakcie wcześniej przeprowadzonych badań ci sami naukowcy wykazali, że migracja fibroblastów była optymalna wtedy, gdy pH miało wartość 8,2. To może więc świadczyć, że optymalna wartość pH dla rozwoju zarodka w pierwszych dniach inkubacji mieści się między 7,9 a 8,4.

PRZECHOWYWANIE JAJ

Jak podają Brake J. i in. (1997) w swojej przeglądowej pracy, Sauveur B. i in. (1967) oraz Walsh T. (1993) w przeprowadzonych badaniach uzyskali podobne wyniki. Dla optymalnego rozwoju zarodka wartość pH białka jaja powinna mieścić się między 8,2 a 8,8.

Wydaje się, że wysokie pH, jakie oddziałuje na zarodek (ok. 3 jednostki różnicy między pH żółtka i białka) jest niezbędne dla jego rozwoju (Brake J. i in., 1997). Nie można powiedzieć, że pH zarodka zmienia się w czasie. Niezależnie od tego, jakie pH oddziałuje na zarodek, pH zarodka pozostaje wystarczająco stabilne podczas przechowywania jaj.

W tym miejscu trzeba zaznaczyć, że stan rozwoju zarodka w momencie znoszenia jaja jest ważny. Gdy rozwój ten nie jest zbyt zaawansowany, to w wyniku zachodzących później przemian metabolicznych i wytwarzania CO_2 zarodek nie jest zdolny do utrzymania pH na odpowiednim poziomie. Wynika z tego, że zarodek będzie w lepszej sytuacji, gdy jego rozwój będzie bardziej zaawansowany.

Jednakże wpływ pH na rozwój zarodka jest bardziej złożony. Liczne badania pokazały, że wartości pH zbliżone do tych obserwowanych w momencie zniesienia jaja i uzyskane poprzez ekspozycję zarodka na działanie środowiska bogatego w CO_2 ma negatywny wpływ na wyniki wylęgu. Wydaje się, że działanie CO_2 jest tylko wtedy korzystne, gdy poziom CO_2 w środowisku otaczającym jajo w czasie inkubacji pozwoli utrzymać wartość pH białka na takim poziomie, jaki obserwujemy w czasie pierwszych 3-5 dni przechowywania jaj.

Temperatura ma ważny wpływ na zarodek. Nawet jeśli jajo jest przetrzymywane w temperaturze poniżej „fizjologicznego zera", i nawet jeśli nie są widoczne znaczące zmiany morfologiczne podczas przechowywania, to liczba przypadków zamierania komórek ulegających apoptozie (które inicjują proces autodestrukcji) lub komórek obumarłych wydaje się zwiększać wraz z wydłużaniem się okresu przechowywania i wzrostem temperatury.

Jak podają Reijrink I. i in. (2008) w swojej przeglądowej pracy, Arora K. i Kosin I. (1968) zaobserwowali, że podczas przechowywania jaj przez 21 dni poziom mitozy i obumierania (nekrozy) zwiększały się, gdy temperatura w czasie przechowywania wzrastała powyżej 10° C (50.0°F). Jak podają Reijrink I. i in. (2008) w swojej przeglądowej pracy, również Bloom S. i in., (1998) stwierdzili, że procent obumierających komórek wzrastał z 3,1 % w momencie zniesienia jaja do 13,9 % po 14 dniach przechowywania w temperaturze 12°C (53.6°F).

➡ WARUNKI PRZECHOWYWANIA

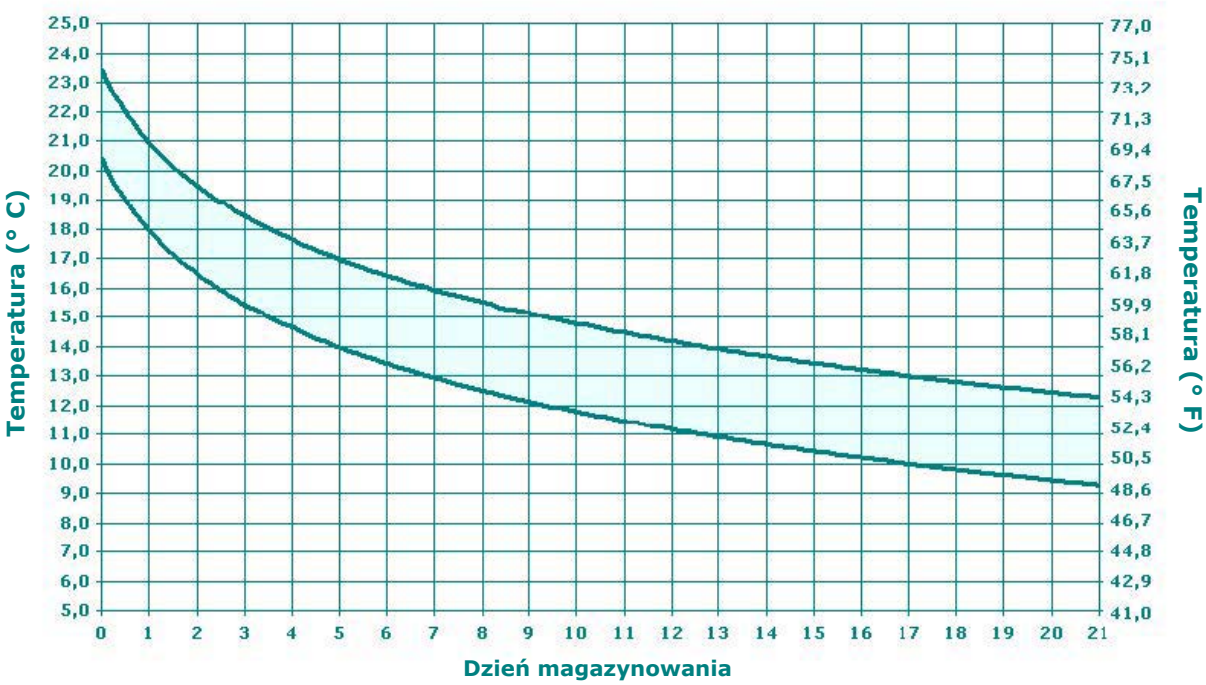
➡ Temperatura

W poprzednim paragrafie wykazano, że temperatura podczas przechowywania jaj znacząco wpływa na zdolność zarodka do utrzymania się przy życiu. Kluczowe elementy to:

- stopniowe ochładzanie jaj powoduje, że zarodek osiąga taki poziom rozwoju, który pozwala mu na utrzymanie się przy życiu przy dłuższym okresie przechowywania,
- w przypadku krótkiego okresu przechowywania, temperatura nieco poniżej tzw. „fizjologicznego zera" umożliwia zmianę struktury białka (zanik gęstej frakcji) i wspiera przemieszczanie się składników pokarmowych do zarodka nie powodując większych zmian w błonie witelinowej,
- jeśli okres przechowywania ulega wydłużeniu, niższa temperatura umożliwia istotne zmniejszenie liczby komórek ulegających apoptozie (genetycznie zaprogramowana śmierć komórek) lub ich martwicy.

PRZECHOWYWANIE JAJ

Przebieg zmian temperatury w czasie przechowywania jaj wylęgowych



Dane są oparte na badaniach zebranych przez Brake J. i in. (1997). Dla jaj przechowywanych przez okres dłuższy niż 14 dni, najlepszą wylęgowość uzyskano wtedy, gdy temperatura przechowywania wynosiła ok. 12° C (53.6° F). Natomiast temperatura 15° C (59.0° F) pozwalała uzyskiwać lepsze wyniki wtedy, gdy jaja były przechowywane tylko przez 8 dni, a temperatura 18° C (64.4° F) była najbardziej odpowiednia dla jaj przechowywanych przez 2 dni.

Powyższe stwierdzenia pozwalają przedstawić następujące zalecenia:

➡ Wilgotność

Wykazano, że wilgotność w trakcie przechowywania jaj nie odgrywa kluczowej roli w utrzymaniu się zarodka przy życiu. Jednakże można podać dwa wyjątki:

- Najpierw Walsh T. i in. (1995) zaobserwowali, że przechowywanie jaj w temperaturze 23.9° C (75.0° F) przez okres 14 dni powodowało większy ubytek wody i pogorszenie wylęgowości. W badaniach przeprowadzonych przez Jin Y. i in. (2011) uzyskano podobne wyniki; gdy przechowywano jaja w temperaturze 29.0°C (84.2°F), ubytek wody gwałtownie wzrastał z 1,74 % w 5 dniu przechowywania do 3,67 % po 10 dniu przechowywania.
- Po drugie, gdy temperatura przechowywania była niska począwszy od 7 dnia, to trudniej było osiągnąć taki poziom wilgotności powietrza, który by zapobiegał nadmiernemu odwodnieniu (Brake J. i in., 1997).

Ponieważ przewodność skorupy może być niekiedy zbyt wysoka, lub jakość białka nie jest odpowiednia, to praktycznie tylko jaja od starszych kur okazują się być bardziej wrażliwe na niższą wilgotność (Brake J. i in., 1997).

Mimo wszystko zaleca się dbanie o to, aby ubytek wody z jaj w czasie ich przechowywania był ograniczony. Idealnie jeśli mieści się w granicach 0,8-0,9 % na tydzień.

➡ Obracanie jaj

Obracanie jaj w czasie ich przechowywania jest praktykowane przez wiele wylęgarni.

PRZECHOWYWANIE JAJ

Deeming D. (2000) zasugerował, że obracanie jaj pozwala zarodkowi na ekspozycję w stronę nowych źródeł składników pokarmowych, a to pomaga przetrzymać dłuższy okres przechowywania. Bez obracania zarodek poddany jest przebywaniu ciągle w tym samym środowisku, co prawdopodobnie szybciej doprowadziłoby do zniszczenia go w wyniku przemian metabolicznych zachodzących w zarodku.

Dlatego też obracanie jaj umożliwia zarodkom dostęp do nowych źródeł energii.

Istnieją także inne teorie. Panuje powszechna zgoda, że obracanie zapobiega nadmiernemu odwodnieniu i utlenianiu się zarodka (jest mniej prawdopodobne, że żółtko przylepi się do błon podskorupowych).

Mimo wszystko skutki obracania jaj ciągle nie są do końca wyjaśnione. Proudfoot F. (1966) zaobserwował, że jaja przechowywane ukośnie pod kątem 50° i obracane codziennie o kąt 180° miały lepszą wylęgowość aniżeli jaja nieobracane. Im okres przechowywania jest dłuższy, tym wpływ obracania jaj staje się istotniejszy, przy czym po 14 dniach przechowywania wpływ ten jest niewielki lub żaden. Wpływ obracania jaj daje się zauważyć dopiero przy przechowywaniu jaj przez 21 dni i dłużej.

Elibol O. i in. (2002) stwierdzili, że obracanie jaj w czasie przechowywania było szczególnie korzystne w przypadku jaj pochodzących od starszych stad, natomiast wpływ obracania na jaja od młodszych stad, niezależnie od długości okresu przechowywania (3, 7 lub 14 dni zastosowanych w doświadczeniu) był nieznaczny.

Wnioski Mahmud A. i Pasha T. (2008) były podobne: obracanie jaj podczas przechowywania (6-8 razy dziennie) nie przynosiło korzyści w przypadku jaj pochodzących od stad w wieku 32 tygodni i przechowywanych przez 5 dni.

Sauveur B. (1988) natomiast stwierdził, że obracanie jaj w czasie ich przechowywania nigdy nie wykazało, że takie działanie prowadzi do istotnej poprawy wyników.

Z tego względu nie jest prawdopodobne, aby obracanie jaj mogło być powszechnie zalecane. Mimo to wydaje się, że wyniki badań uzyskane przez Elibol O. i in. (2002) mają sens i dlatego też obracanie jaj od starszych stad może być warte wzięcia pod uwagę.

➡ Przechowywanie jaj ostrym końcem ku górze.

Niewiele jest badań dotyczących tego problemu. Sauveur B. (1988) zaobserwował, że przechowywanie jaj ostrym końcem ku górze jest bardziej korzystne podczas długiego okresu ich przechowywania. Natomiast Deeming D. (2000) zaobserwował, że żółtko jest wtedy cały czas otoczone białkiem, dzięki czemu zarodek jest oddalony od błon podskorupowych.

Testy przeprowadzone w naszych własnych wylęgarniach zawsze dawały pozytywne wyniki i jest to sposób przechowywania jaj, który można zastosować wtedy, gdy jaja są przechowywane na papierowych lub plastikowych wytłaczankach przez okres dłuższy niż 14 dni.

Aby nie uszkodzić komory powietrznej, jaja należy przekładać ostrożnie.

➡ Kontrola powietrza

Do rozwiązań technicznych, które mają na celu zmianę parametrów powietrza w czasie przechowywania jaj, należą takie, które:

- pozwalają zamienić część tlenu na azot zmniejszając tym samym ryzyko utleniania,
- zwiększają zawartość CO_2 w środowisku, w którym przechowywane są jaja i zmniejszają w ten sposób ubytek CO_2 z białka.

PRZECHOWYWANIE JAJ

Wpływ azotu na przeżywalność zarodka w czasie przechowywania nie jest do końca pewny. Jak podają Reijrink I. i in. (2008) w swojej przeglądowej pracy, Proudfoot F. (1965, 1972) stwierdził, że używając azotu można obniżyć poziom tlenu w powietrzu do ok. 4 %, co także wspomaga tendencję do stabilizacji pH zarówno żółtka, jak i białka. To z kolei wywiera pozytywny wpływ na wylęgowość. Natomiast Reijrink I. i in. (2008) nie stwierdzili takiego pozytywnego wpływu, gdy testowali jaja przechowywane przez 14 dni w temperaturze 16°C w środowisku zawierającym 95,8 % azotu.

Wpływ CO_2 jest jeszcze bardziej kontrowersyjny. Meijerhof R. (1992) zacytował licznych badaczy, którzy nie tylko stwierdzili brak pozytywnego wpływu użycia CO_2, ale którzy oprócz tego stwierdzili spowolnienie jego negatywnego oddziaływania. Reijrink I. i in. (2008) zaobserwowali podobny efekt. Za każdym razem, kiedy naukowcy próbowali utrzymać pH białka na takim poziomie jak w chwili zniesienia jaja, nie stwierdzano pozytywnego wpływu CO_2 na wylęgowość.

Umieszczenie jaj w plastikowych workach termokurczliwych często okazywało się korzystne. Zmiana środowiska następowała wtedy poprzez zwiększenie wilgotności i CO_2 oraz obniżenie zawartości tlenu. To pozwala utrzymać pH białka na poziomie zbliżonym do tego, jakie normalnie obserwujemy po 3-5 dniach przechowywania jaj (patrz: strona 18).

➡ ZALECENIA

Długość okresu przechowywania i warunki przechowywania

	Okres przechowywania						
	1-2 dni	**3-4 dni**	**5-6 dni**	**7-8 dni**	**9-12 dni**	**13-16 dni**	**17-20 dni**
Temperatura	19,0°C (66,2°F)	17,0°C (62,6°F)	15,5°C (59,9°F)	14,0°C (57,2°F)	12,5°C (54,5°F)	12,0°C (53,6°F)	11,5°C (52,7°F)
Wilgotność względna (%)	70,0	80,0	85,0	90,0	90,0	90,0	90,0
Obracanie	Nie	Nie	Nie	Nie	Tak	Tak	Tak
Jaja ostrym końcem ku górze	Nie	Nie	Nie	Nie	Nie	Tak	Tak
Pakowanie jaj do worków termokur-czliwych	Nie	Nie	Nie	Nie	Nie	Tak	Tak

➡ WPŁYW PRZECHOWYWANIA NA DŁUGOŚĆ CZASU INKUBACJI

Panuje powszechne przekonanie, że przechowywanie jaj wydłuża całkowity czas ich inkubacji. Jest to spowodowane głównie opóźnieniem rozwoju zarodka (każdy dzień przechowywania wydłuża rozwój zarodka o 45-50 minut) oraz wolniejszym tempem wzrostu zarodka w pierwszych 48 godzinach inkubacji (Sauveur B., 1988).

Fasenko G.M. (20017) zaobserwował podobną zależność. Arora K. i Kosin I. (1966) wykazali, że w jajach przechowywanych przez długi okres czasu rozwój zarodka nie rozpoczyna się natychmiast po podgrzaniu jaj do temperatury inkubacji. Mather C. i Laughlin K. (1977) wykazali, że rozwój zarodka w jajach przechowywanych przez 14 dni w porównaniu do jaj świeżych był opóźniony o 12,2 godzin. Zaobserwowali też, że rozwój zarodka w pierwszej fazie inkubacji jest znacznie wolniejszy.

W trakcie swoich badań Fasenko G.M. (2007) zaobserwował, że rozwój zarodka w jajach przechowywanych przez 14 dni rozpoczynał się o ok. 6 godzin później aniżeli w jajach świeżych. Wynika z tego, że reakcja każdego zarodka na temperaturę inkubacji może być inna; niektóre zarodki rozpoczynają rozwój nieco szybciej, podczas gdy inne znacząco później.

PRZECHOWYWANIE JAJ

Przyczyny tych zmienności nie są dobrze znane, ale sugeruje się, że stan rozwoju zarodka w zniesionym jaju jest najważniejszym czynnikiem (jeśli zarodek jest bardziej rozwinięty, to szybciej zareaguje na temperaturę inkubacji).

Przechowywanie jaj ma wpływ nie tylko na długość czasu inkubacji, ale również wpływa na śmiertelność zarodków i jakość piskląt.
Jednakże wpływ przechowywania na jaja w zależności od wieku stada rodzicielskiego, od którego te jaja pochodzą, nie jest jeszcze całkowicie wyjaśniony. Yassin H. i in. (2008) i De Lange G. (2009) stwierdzili, że wydłużony czas przechowywania wywiera większy wpływ na jaja pochodzące od młodych stad. Jak podają Reijrink I. i in. (2010b), Lapão C. i in. (1999), Elibol O. i in. (2002) oraz Tona K. i in. (2004) w swoich przeglądowych pracach, Meijerhof R. i in. (1994) wykazali, że najgorsze wyniki uzyskano wtedy, gdy jaja pochodziły od stada starszego. Spowodowane to było mniejszą gęstością (większą płynnością) białka gęstego.

Przechowywanie jaj nie tylko ma związek z wylęgowością, ale także z jakością piskląt i późniejszym tempem wzrostu kurcząt. Dlatego też należy zrobić wszystko, co tylko jest możliwe, aby zapewnić perfekcyjne zarządzanie przechowywaniem jaj oraz warunkami ich inkubacji.

INKUBACJA

➡ WSTĘPNE OGRZEWANIE

Z poprzedniego rozdziału wynika, że warunki i czas, przez jaki jaja są przechowywane, odgrywają ważną rolę w zmianach własności fizyko-chemicznych jaj oraz rozwoju i przeżyciu zarodka i z tego powodu mają wpływ na wyniki lęgów.

Pierwsza myśl może być taka, że wstępne ogrzewanie kompensuje wpływ przechowywania jaj. Faktycznie bardziej prawidłowym może być jednak odwrotne stwierdzenie, według którego wstępne ogrzewanie minimalizuje niekorzystny wpływ przechowywania jaj. Efekt ten jest uzyskiwany w trojaki sposób:

- sprzyja regeneracji komórek zarodka, które uległy obumarciu w czasie przechowywania jaj,
- polepsza koordynację rozwoju zarodka przed rozpoczęciem inkubacji,
- skraca „okno klucia" (okres między wykluciem pierwszego i ostatniego pisklęcia) i dzięki temu poprawia jakość piskląt

Stosowane metody wstępnego ogrzewania mogą różnić się między poszczególnymi zakładami wylęgowymi, ale i tak wszystkie one polegają na stopniowym wzroście temperatury jaj do takiego poziomu, w którym możliwe jest odnowienie procesu wzrastania komórek. Jak podają Reijrink I. i in. (2008) w swojej przeglądowej pracy, Funk E. i Biellier H. (1944) wykazali, że morfologiczny rozwój zarodka następuje wtedy, gdy temperatura wewnątrz jaja jest wyższa niż 27° C (80.6°F).

Celem wstępnego ogrzewania jest zatem doprowadzenie temperatury jaj do takiego poziomu, przy którym wzrost komórek będzie wspierany przez odpowiednio długi okres czasu, co zapewni większości zarodków znalezienie się w tej samej fazie rozwoju:

Warunki podgrzewania

	Temperatura	Wilgotność	Czas podgrzewania
W przedniej części komory lęgowej (temperatura kontrolowana, ale ruch powietrza minimalny)	25-27°C (77,0-80,6°F)	50-55%	Minimum 12 godziny
W komorze lęgowej	25-27°C (77,0-80,6°F)	50-55%	Minimum 8 godzin

Reijrink I. i in. (2010b) bardzo szczegółowo badali warunki wstępnego ogrzewania. Porównując dwa sposoby traktowania jaj stwierdzili, że długość czasu wstępnego ogrzewania (4 godz. vs. 24 godz.) nie niweluje negatywnego wpływu długiego okresu przechowywania jaj na wskaźniki wylęgów, natomiast dłuższy czas wstępnego ogrzewania (24 godz. vs. 4 godz.) może dawać korzystny efekt wtedy, gdy porównujemy jaja przechowywane przez ten sam okres czasu (np. przez 4 lub 24 dni).

Czas przechowywania	Sposób podgrzewania	Zapłodnienie (%)	Wylęgowość (%)	Wylęgowość z jaj zapłodnionych (%)	Całkowita liczba zarodków obumarłych (%)
4 dni	**Od 19.0 do 37.8°C przez 4 godziny**	95,6	88,6	92,7	7,13
	Od 19.0 do 37.8°C przez 24 godziny	95,0	88,9	93,5	6,34
13 dni	**Od 19.0 do 37.8°C przez 4 godziny**	93,6	68,5	73,2	26,68
	Od 19.0 do 37.8°C przez 24 godziny	92,1	72,6	78,9	20,87

Za: Reijrink I. i in. (2010b)

INKUBACJA

Przedstawione powyżej wyniki są podobne do otrzymanych przez Mahmud A. i Pasha T. (2008). Badacze ci nie stwierdzili korzystnego wpływu wstępnego ogrzewania jaj przechowywanych przez krótki okres czasu.

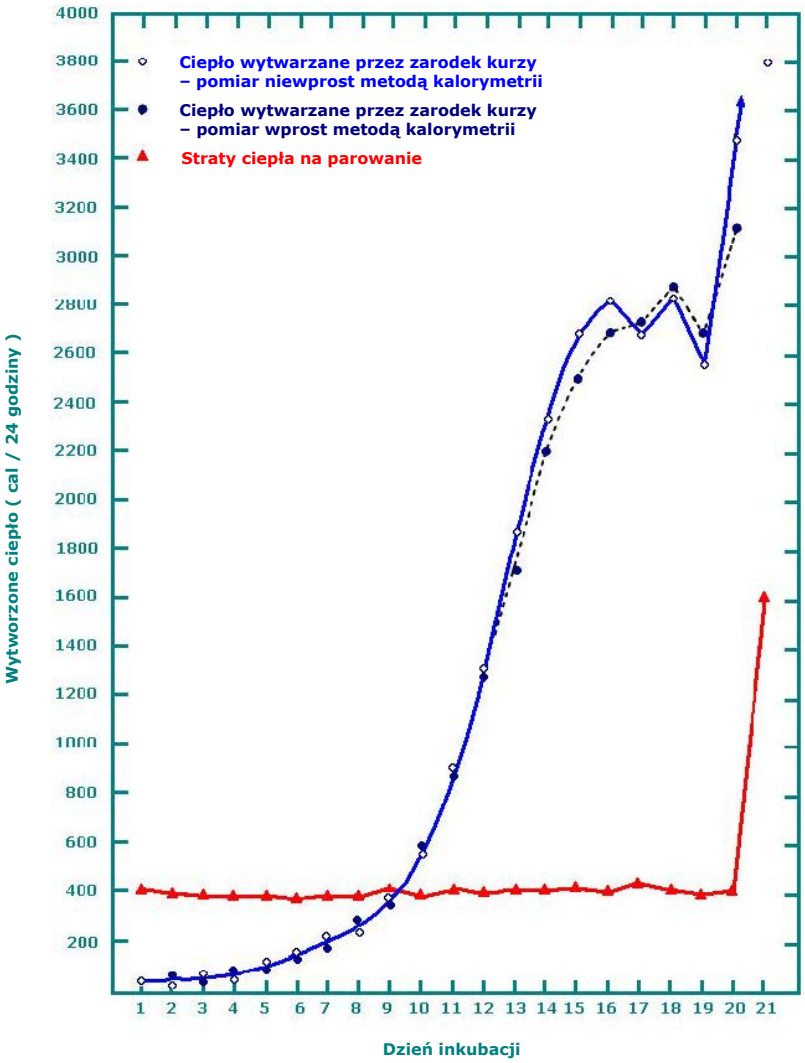
➡ TEMPERATURA INKUBACJI

Rozwój zarodka w zdecydowanym stopniu zależy do temperatury. Temperatura jest najważniejszym parametrem określającym warunki inkubacji.

➡ Ciepło wytwarzane przez zarodek

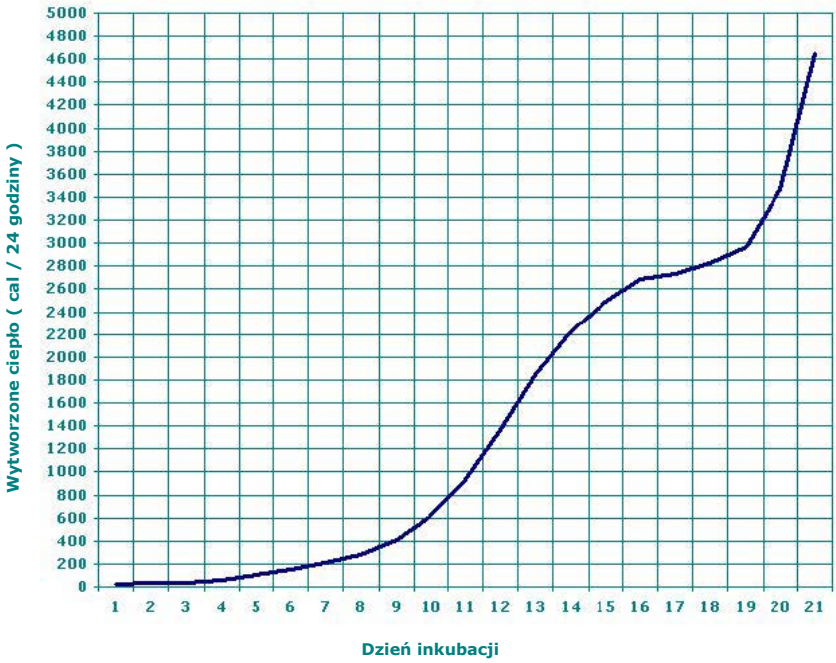
Panuje powszechna zgoda, że w rozwoju zarodka wyróżnia się dwie ważne fazy; endotermiczna rozpoczynająca się wraz z rozpoczęciem inkubacji i trwająca ok. 8-9 dni oraz egzotermiczna, trwająca przez 7-8 dni w drugim okresie inkubacji. Niekiedy jest też wymieniana faza izotermiczna, trwająca często bardzo krótko między fazami endotermiczną i egzotermiczną.

Romijn C. i Lokhorst W. (1960) jako pierwsi określili ilość ciepła wytwarzanego przez zarodek:



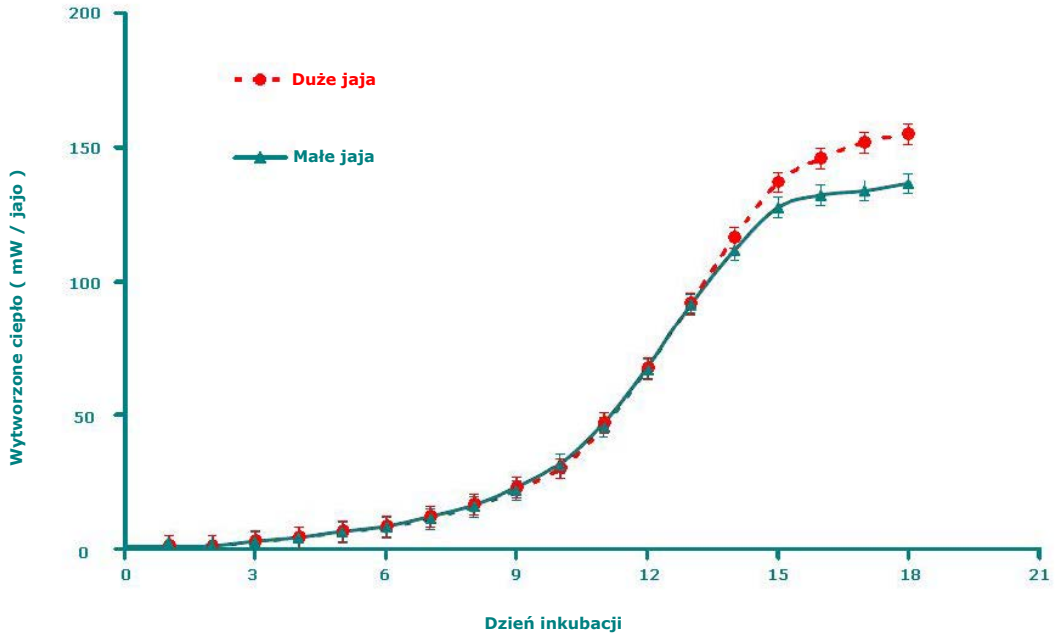
INKUBACJA

Wyniki tych obserwacji są zgodne z wynikami uzyskanymi przez Sauveur B. (1988), opartych na części badań wykonanych przez Romanoff A.L. (1967):



Zaledwie 7 lat dzieli moment powstania tych dwóch wykresów, a mimo to podane zakres i wartości są porównywalne. Jednakże blisko 40 lat później Lourens A. i in. (2006) zasugerowali, że dwa inne ważne czynniki wpływają na wytwarzanie ciepła przez zarodek:

- Potencjał wzrostu danej linii
- Ciężar jaja



INKUBACJA

Skale są wprawdzie różne (1 cal/24 godziny = 0,048425925 mW/jajo), ale możliwe jest stwierdzenie, że komercyjne linie wytwarzają pod koniec inkubacji średnio o 20 % więcej ciepła aniżeli linie określane jako „tradycyjne". Stwierdzenie to potwierdzają wyniki badań przeprowadzonych przez Boerjan M. (2005):

Wytwarzanie ciepła metabolicznego (W/1000 jaj) przez zarodki brojlerów komercyjnych, niosek towarowych (białe upierzenie) i „tradycyjnych" North Holland Blue

Dzień inkubacji	Linie szybkorosnące	Nioski towarowe (białe upierzenie)	"Tradycyjne" krzyżówki
17	151,2	133,2	130,0
18	156,6	130,2	137,0
19	164,4	127,2	124,0
20	252,0	130,8	169,0

Za: Boerjan M. (2005)

Wydaje się, że program inkubacji powinien uwzględniać potencjał wzrostu danej linii, ponieważ nie jest możliwe, aby zaspokoić potrzeby wszystkich zarodków z różnym potencjałem wzrostu, jeśli są one inkubowane w jednej komorze lęgowej.

Jednakże Lourens A. i in. (2006) oraz wyniki innych wcześniejszych badań wyraźnie wskazują, że ważny jest ciężar jaja. Utrzymując stałą temperaturę skorupy w czasie inkubacji zaobserwowali, że w przypadku dużych jaj (średnio 70 g) rzadziej trzeba korygować temperaturę w komorze lęgowej w drugiej fazie inkubacji aniżeli w przypadku jaj małych (średnio 56 g).

Obserwacje te sugerują, że wzrost zarodków w dużych jajach przyspiesza po 14-15 dniu inkubacji.

Obserwacje te są zgodne z wynikami uzyskanymi przez Wilsona H.R. (1991), który zaobserwował, że masa zarodka nie jest skorelowana z ciężarem jaja w pierwszej fazie inkubacji.

Wydaje się, że duże jaja mają inne zapotrzebowanie i dlatego nie powinny być inkubowane razem z małymi jajami.

➡ Ciepło odczuwane przez zarodek

Pojęcie ciepła odczuwanego przez zarodek różni się od pojęcia ciepła wytwarzanego przez zarodek; pierwsze wskazuje, że ciepło odczuwalne zależy w dużym stopniu od warunków środowiska, w którym przebywa jajo, w tym także jakości skorupy, natomiast drugi rodzaj ciepła uwypukla znaczenie przemian metabolicznych zachodzących w zarodku.

Należy w tym miejscu przypomnieć, że rozwój zarodka przebiega w dwóch fazach: jedna endotermiczna i druga egzotermiczna. Odczucie ciepła przez zarodek zależy od wydajności komory lęgowej jako urządzenia do ogrzewania jaj (podwyższanie temperatury) lub wydalania nadmiaru ciepła (obniżanie temperatury).

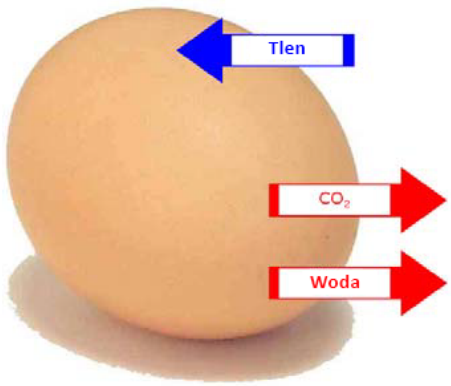
Znaczenie mają tutaj cztery czynniki:

- przewodność (współczynnik przepływu ciepła) skorupy,
- różnica między temperaturą jaja i otaczającego je środowiska,
- pojemność cieplna powietrza,
- prędkość przepływu powietrza.

Przewodność skorupy

W normalnym środowisku powietrznym głównym źródłem energii dla zarodka są tłuszcze zawarte w żółtku. Metabolizm tłuszczów powoduje powstawanie wody i dwutlenku węgla, które muszą być usuwane przez pory w skorupie.

INKUBACJA



Przewodność skorupy nie jest niczym innym jak tylko zdolnością skorupy do dyfuzji gazów, czyli wnikaniu do jaja tlenu O_2, niezbędnego dla prawidłowego przebiegu procesów metabolicznych, oraz wydalaniu przez pory w skorupie produktów ubocznych tych procesów, czyli wody H_2O i dwutlenku węgla CO_2.

Przenikanie gazów zależy od funkcjonalnej powierzchni porów i grubości skorupy, natomiast nie zależy od warunków inkubacji.

Parametry te nic nie mówią o szybkości, z jaką gazy te mogą przepływać. Szybkość dyfuzji zależy bowiem od wielkości różnicy między stężeniami tych gazów w jaju i w środowisku.

Przewodność skorupy jest bardzo ważnym czynnikiem określającym z jaką łatwością zarodek może pozbywać się ciepła w końcowej fazie inkubacji. Jaja, których skorupa charakteryzuje się wysoką przewodnością, mogą lepiej znosić wyższą temperaturę inkubacji w porównaniu do jaj, których przewodność skorupy jest niska. Jaja ze skorupą o niskiej przewodności powinny być nakładane osobno stosując niższą temperaturę.

Ponieważ przewodność skorupy nie wzrasta wprost proporcjonalnie do wielkości jaja, to oznacza, że duże jaja zawsze mogą mieć trudności z wydzielaniem ciepła, które wytwarza zarodek (French N.A., 1997).

Czynniki, które mają wpływ na przewodność skorupy, nie są do końca poznane. W obrębie tego samego stada w tych samych warunkach środowiskowych i przy żywieniu tą samą paszą wyniki mogą być całkiem różne. Jak podają Molenaar R. i in. (2010) w swojej przeglądowej pracy, Visschedijk A. i in. (1985) wykazali, że współczynnik zmienności CV (%) przewodności skorupy może wynosić nawet 22 % dla jaj pochodzących od tego samego stada zniesionych w tym samym dniu, co jest wartością średnio 3 razy wyższą aniżeli współczynnik zmienności dla ciężaru jaj. Niemniej optymalizacja wyrównania masy ciała kur w stadzie jest pomocnym narzędziem w optymalizacji jakości skorupy jaj.

Różnica temperatury między jajami, a otaczającym je środowiskiem

Szybkość, z jaką ciepło jest wymieniane, zależy przede wszystkim od różnicy między temperaturą jaja a bezpośrednio otaczającym je środowiskiem. Dopóki ilość wytwarzanego ciepła przez zarodek jest mniejsza od ilości ciepła wydalanego poprzez parowanie, co ma miejsce w pierwszych 8-9 dniach inkubacji (patrz strona 24), to temperatura w komorze lęgowej powinna być wyższa aniżeli wynosi temperatura zarodka.

Odwrotnie, począwszy od 9-10 dnia inkubacji ilość ciepła wytwarzanego przez zarodek jest większa niż ilość ciepła wydalanego poprzez parowanie. Dlatego też zadana temperatura w komorze lęgowej powinna być niższa aniżeli temperatura zarodka.

Pojemność cieplna powietrza:

Pojemność cieplna powietrza zależy od wilgotności względnej tego powietrza. Gdy powietrze jest suche, to ma niską przewodność ciepła. Wilgotne powietrze pozwala na bardziej wyrównane rozmieszczenie temperatury w komorze lęgowej.

Warto jest nieco zwiększyć wilgotność powietrza w momencie rozpoczęcia inkubacji jaj w celu bardziej równomiernego rozprowadzenia ciepła w całej komorze lęgowej, dzięki czemu uzyskamy bardziej wyrównany rozwój zarodków. Jako alternatywę ciągłego wykorzystywania nawilżaczy, wzrost wilgotności najlepiej można osiągnąć zamykając wyloty wentylacyjne, co zwiększy pasywne parowanie wody z jaj.

INKUBACJA

Prędkość przepływu powietrza

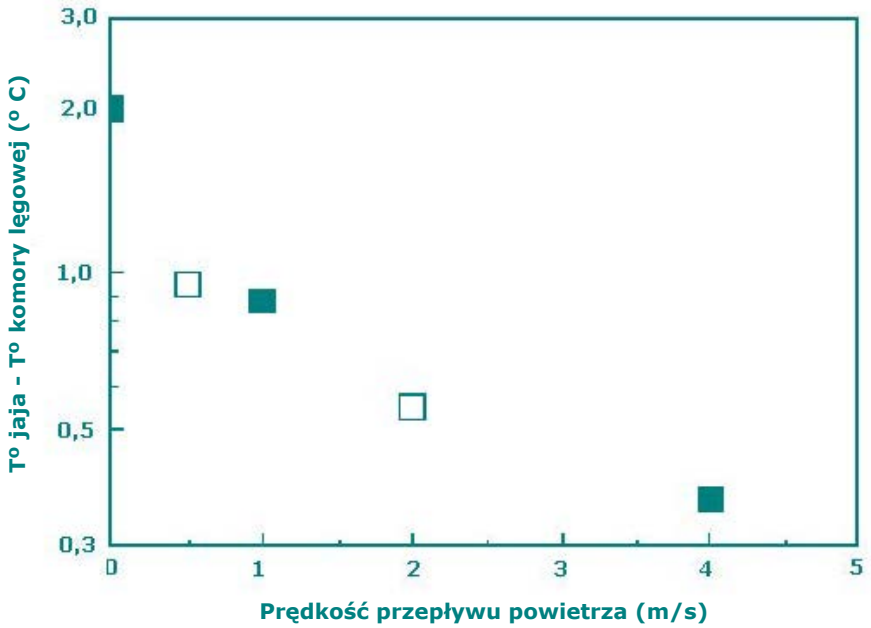
Zdolność jaja do wymiany ciepła ze środowiskiem zależy nie tylko od jego masy i przewodności skorupy, ale w takim samym stopniu od temperatury powietrza otaczającego to jajo. Zjawisko to jest znane jako przewodność termiczna jaja.

Wymiana ciepła przez jajo ze środowiskiem w ogromnej mierze zależy od prędkości przepływu powietrza wokół jaja, ale wpływ ma także stan rozwoju zarodka w pozostałych jajach nałożonych w komorze lęgowej (ten sam stopień zaawansowania rozwoju zarodka w jednonakładowych komorach lęgowych i różny stopień zaawansowania rozwoju zarodka w wielonakładowych komorach lęgowych).

Jak podaje French N.A. (1997) w swojej przeglądowej pracy, Sotherland P. i in., (1997) wykazali, że powietrze, które otacza jajo, także może stanowić barierę utrudniającą wymianę ciepła. Bariera ta może być nawet 100 razy skuteczniejsza aniżeli samo jajo. Dlatego tak ważne jest, aby powietrze przepływało wokół jaj z taką prędkością, która skutecznie zlikwiduje powietrzną barierę wokół jaja.

Ponieważ prędkość przepływającego powietrza nie ma istotnego wpływu na ubytek wody z jaj podczas inkubacji, to teoretycznie prędkość przepływającego powietrza nie powinna mieć górnej granicy. Jednakże w komorze lęgowej prędkość powietrza jest zmienna (od 0,2-0,3 m/s do 3-4 m/s) i dlatego wydaje się oczywiste, że różnice między temperaturami jaja i środowiska są bardziej istotne, kiedy prędkość przepływu powietrza jest mała (French N.A., 1997).

Wpływ prędkości przepływu powietrza na różnice temperatury między jajem i środowiskiem w komorze lęgowej



Skala logarytmiczna. Wyliczenia oparte na modelu zaproponowanym przez Sotherland P. i in., (1987, ■) oraz Meijerhof R. i van Beek G. (1993, □), przy założeniu ciężaru jaja wylęgowego 50 g i wytwarzaniu ciepła w ilości 100 mW (French N.A., 1997)

Wyrównanie prędkości przepływu powietrza wewnątrz komory lęgowej zależy od przeszkód, które napotyka przepływające powietrze wewnątrz komory lęgowej. Największym ograniczeniem dla swobodnego przepływu powietrza i prędkości tego przepływu są same jaja, płaskie powierzchnie wytworzone przez jaja na tacach oraz przestrzeń między poszczególnymi tacami w komorze lęgowej.

French i in. (1997) wykazali, że wymagana prędkość przepływu powietrza, która jest potrzebna dla utrzymania wyrównanej temperatury skorupy, była odwrotnie proporcjonalna do odległości między dwoma tacami z jajami w komorze lęgowej (umieszczonymi poziomo, ale także obróconych pod kątem 45º).

INKUBACJA

Ponadto badania te pokazały, że wymagania dotyczące prędkości przepływu powietrza były bardziej istotne wtedy, gdy stopień rozwoju zarodków na dwóch porównywanych tacach był podobny (wózki w komorach lęgowych jednonakładowych lub wielonakładowych w porównaniu do wielonakładowych komór z umocowanymi na stałe tacami).

➡ Wymagania dotyczące temperatury

W poprzednim rozdziale pokazano, że ustawiona w komorze lęgowej temperatura nie wskazuje temperatury rzeczywiście odczuwanej przez zarodki i dlatego koniecznym jest dokonanie przeglądu innych wskaźników określających temperaturę odczuwaną przez zarodki.

Takim dobrym wskaźnikiem temperatury odczuwanej przez zarodek jest temperatura skorupy (różnica między temperaturą skorupy a temperaturą zarodka najczęściej nie jest większa niż 0.1-0.2°C). Możliwe jest ustawienie temperatury w komorze lęgowej odpowiednio do aktualnie zmierzonej temperatury skorupy.

French N.A. (1997) przedstawił wnioski wynikające z badań przeprowadzonych przez Lundy H. (1969) i Wilson H.R. (1991):

- dla większości rodzajów piskląt optymalna temperatura inkubacji mieści się między 37.0-38.0°C (98.6-100.4°F), chociaż możliwe jest przeprowadzenie wylęgu przy temperaturze, która waha się pomiędzy 35.0-40.2°C (95.0-104.4°F).
- zarodki są bardziej wrażliwe na wysoką temperaturę aniżeli na niską,
- wpływ suboptymalnej temperatury zależy od jej wartości i długości czasu, przez jaki będzie ona działała,
- zarodek wydaje się być bardziej wrażliwy na temperaturę suboptymalną raczej na początku aniżeli pod koniec inkubacji.

Obserwacje uzyskane przez Decuypere E. i in. (2001) są zgodne z tym poglądem. Opierając się na pracach przeprowadzonych przez Barott H.G. (1937) ustalili oni, że temperatura inkubacji dla uzyskania maksymalnej wylęgowości powinna mieścić się między 37.0-38.0° C (98.6-100.4° F); przy czym optymalną jest temperatura 37.8° C (100.0° F).

Lorens A. i in. (2005) uzyskali lepsze wyniki wylęgów i wyższą jakość piskląt wtedy, gdy temperatura skorupy była utrzymywana na poziomie 37.8° C (100.0° F) przez cały okres inkubacji. Zgodnie z tymi samymi naukowcami nieodpowiednia temperatura w pierwszym tygodniu inkubacji (36.7° C - 98.1° F – temperatura w doświadczeniu) spowodowała opóźnienie rozwoju zarodka, a mogła również uszkodzić system termoregulacji działający u piskląt w ciągu pierwszych siedmiu dni po wykluciu.

W przeciwieństwie do tego wysoka temperatura w końcowej fazie inkubacji (38.6° C - 101.5° F – temperatura w doświadczeniu) wydaje się zwiększać termotolerancję u piskląt, co oznacza wzrost tolerancji na stres cieplny w późniejszym okresie tuczu (Hulet R. i in., 2007). Powyższe obserwacje zgodne są z wynikami przedstawionymi przez French N.A. (1997). Zarodki są poikilotermiczne (zimnokrwiste) przez przeważającą część trwania inkubacji, przez co nie pobierają więcej tlenu, kiedy temperatura jest niska. Natomiast wzrasta ilość pobieranego tlenu i poprawia się metabolizm wtedy, gdy temperatura jest wysoka.

Warto podkreślić, że poprzednie stwierdzenie wcale nie wskazuje, że pobieranie tlenu przez zarodek zależy wyłącznie od temperatury. Rzeczywiście wydaje się, że przy podobnym stopniu rozwoju zarodka, łączne pobranie tlenu pozostaje takie samo, niezależnie od temperatury odczuwanej przez zarodek. Nawet jeśli mechanizm kompensacji wzrostu został zaobserwowany przez badaczy, to wydaje się, że oddziałuje on jedynie na tempo rozwoju zarodka (French N.A., 1997).

Molenaar R. I in. (2010) stwierdzili, że temperatura skorupy na poziomie 37.5-38.0° C (99.5-100.4° F) przez cały okres inkubacji pozwala uzyskać najlepsze wyniki wylęgu i najwyższą jakość piskląt.

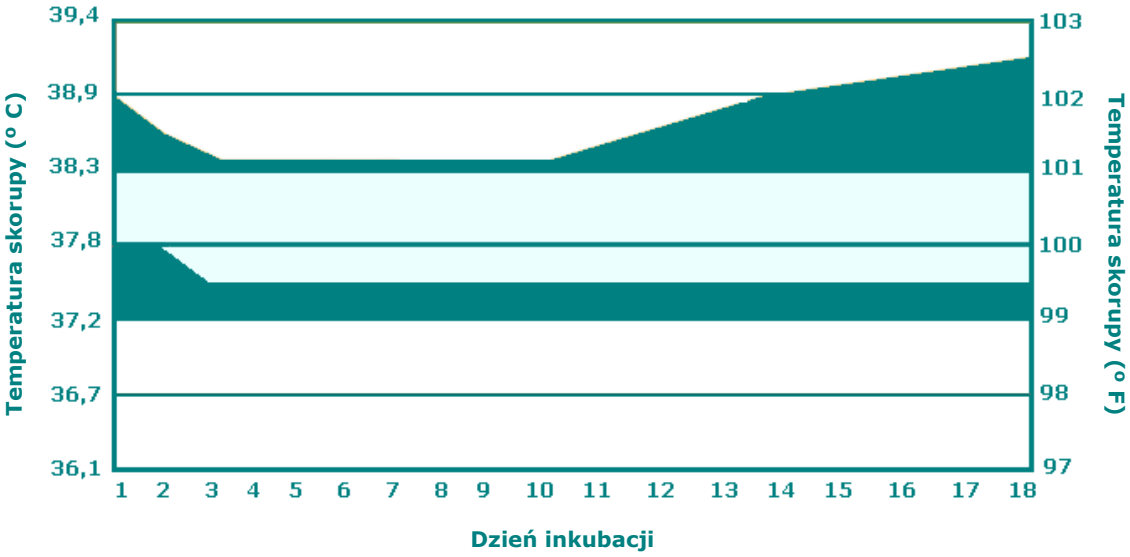
INKUBACJA

Pomimo naszej wiedzy na temat jakościowego wpływu temperatury nadal nie znamy w wystarczającym stopniu ilościowego progu tolerancji zarodka na ekstremalne temperatury. Jak podają Decuypere E. i Michels H. (1992) w swojej przeglądowej pracy, Barrot H.G. (1937) stwierdził, że temperatura inkubacji nie powinna odchylać się od ustawionej w komorze lęgowej temperatury (37,8° C - 100.0° F -) o więcej niż ± 0.3° C.

Ta raczej ograniczona tolerancja pomiędzy minimalną i maksymalną temperaturą może być zbytnim uproszczeniem w sytuacji, która jest bardziej dynamiczna. Możliwe jest dopuszczenie do większej płynności temperatury w specyficznych okresach inkubacji. Może tak się dziać, ponieważ wpływ wyższej lub niższej temperatury w specyficznym okresie inkubacji może mieć różny wpływ na wyniki wylęgów, tempo wzrostu i inne wskaźniki (Decuypere E. i Michels H., 1992).

Opierając się na wynikach nowszych prac French N.A. (2010) zdefiniował szerszy margines tolerancji i określił „strefę ryzyka", która może wpływać na wyniki wylęgów, jakość piskląt i późniejsze tempo ich wzrostu:

Temperatura skorupy w czasie inkubacji



Wykres przedstawia idealną temperaturę skorupy oraz strefę ryzyka (strefa powyżej idealnej temperatury oznacza ryzyko wpływu temperatury na wydajność wylęgów i dalszą wydajność suboptymalną; strefa poniżej idealnej temperatury oznacza ryzyko opóźnienia klucia się piskląt).

Za: French N.A. (2010)

Pomiar temperatury skorupy

- przy pomocy termometru na podczerwień (pomiar ręczny, jak na fotografii),
- zmierz temperaturę skorupy w centralnej części jaja, na 15 jajach pobranych ze środkowych tac lęgowych,
- powtórz pomiar na jajach pobranych z 3-4 tac lęgowych z różnych miejsc w komorze lęgowej,
- jeśli komora lęgowa nie ma wewnętrznego korytarza, aby przeprowadzić pomiar wewnątrz komory, wykonaj pomiary szybko,
- nie mierz temperatury skorupy jaj niezapłodnionych lub z zamarłym zarodkiem,
- dostosuj temperaturę w komorze lęgowej do wyników pomiarów.

INKUBACJA

➡ Zalecenia

Komory lęgowe jednonakładowe:

Jednonakładowe komory lęgowe pozwalają na ustawienie specyficznego profilu temperatury zadanej powietrza w komorze, która będzie panowała podczas procesu inkubacji wraz z możliwością dostosowania zadanych ustawień systemu wentylacji, dzięki czemu w pełni zostaną zaspokojone potrzeby zarodków w pierwszym okresie inkubacji. Jeśli zadana temperatura jest zbyt wysoka lub jeśli prędkość przepływającego powietrza między tacami nie jest odpowiednio efektywna, to panujące w komorze lęgowej środowisko może stwarzać poważne problemy nasilające się wraz z upływem czasu inkubacji.

Ważne jest, by mieć pewność, że systemy zainstalowane w komorze lęgowej umożliwiają skuteczne działanie wentylacji i schładzania.

Wcześniejsze stwierdzenia upoważniają nas do przedstawienia następujących zaleceń:

Dzień inkubacji	Temperatura zadana		Temperatura skorupy (º C)	Wentylacja
	Min. (º C)	Ma . (º C)		
-8/12	25,0	27,2	-	0 %
0	38,0	38,1	-	0 %
1	38,0	38,1	37,8-37,9	0 %
2	37,9	37,9	37,8-37,9	0 %
3	37,9	37,9	37,8-37,9	0-10 %
4	37,8	37,8	37,8-37,9	0-10 %
5	37,7	37,8	37,8-37,9	10-20 %
6	37,7	37,8	37,8-37,9	10-20 %
7	37,7	37,7	37,8-38,1	20-30 %
8	37,7	37,7	37,8-38,1	20-30 %
9	37,6	37,7	37,8-38,1	30-40 %
10	37,5	37,7	37,8-38,1	30-40 %
11	37,3	37,6	37,8-38,3	40-50 %
12	37,1	37,3	37,8-38,3	40-50 %
13	36,9	37,2	37,8-38,3	40-50 %
14	36,8	37,1	37,8-38,3	50-60 %
15	36,7	36,9	37,8-38,3	50-60 %
16	36,7	36,9	37,8-38,3	50-60 %
17	36,7	36,9	37,8-38,3	60-70 %
18	36,7	36,9	37,8-38,3	60-70 %

Uwaga: Typ komory lęgowej, jej pojemność, sposób załadunku, system wentylacji hali lęgowej, w tym system wentylowania nad komorami lęgowymi, mogą mieć wpływ na ustawienia parametrów temperatury i wentylacji komory lęgowej. Należy to sprawdzić z przedstawicielem dostawcy komór lęgowych.

Wyższa temperatura inkubacji jest najlepszym rozwiązaniem w przypadku nakładu jaj od młodych stad, gdy kury pochodzą z linii ptaków wolnorosnących lub gdy przewodność skorupy jest wysoka. Natomiast przeciwnie – niższe temperatury są zalecane wtedy, gdy jaja pochodzą od stad starszych, kury pochodzą z linii ptaków szybkorosnących lub gdy przewodność skorupy jest słaba.

Podane wyżej temperatury są odpowiednie dla wszystkich rodzajów ptaków i dla wszystkich rodzajów jaj.

INKUBACJA

Poniższy wykres przedstawia przebieg zmian temperatury zadanej w czasie inkubacji:

Profil temperatury zadanej – jednonakładowa komora lęgowa

Wielonakładowa komora lęgowa:

Odkąd możliwe jest ustawienie temperatury odpowiednio do stopnia rozwoju zarodka, tylko jednonakładowe komory lęgowe pozwalają na utrzymanie stałej temperatury skorup przez cały okres inkubacji.

W wielonakładowych komorach lęgowych przyjęto, że ciepło wytwarzane przez zarodki w końcowej fazie inkubacji jest wykorzystywane do ogrzewania zarodków w pierwszej fazie rozwoju. Z tego powodu parametry inkubacji są ustawione na stałe, co nie pozwala na optymalne zaspokojenie indywidualnego zapotrzebowania zarodków w zależności od stopnia ich rozwoju. Temperatura skorupy często jest wtedy poniżej temperatury potrzebnej zarodkowi w początkowej fazie inkubacji i powyżej w końcowej fazie inkubacji (Molenaar R. et al, 2010).

Zamiast opierać się na indywidualnych wymaganiach zarodków w danej fazie rozwoju, zalecenia podane poniżej uwzględniają wielkość (pojemność nakładu) komory lęgowej i jej zdolność do zatrzymywania lub usuwania ciepła, jakie jest wytwarzane przez rozwijające się zarodki:

Pojemność komory lęgowej	Temperatura zadana		Wentylacja
	Minimalna (° C)	Maksymalna (° C)	
0-25 000 jaj	37,7	37,7	30-40%
25 000-50 000 jaj	37,6	37,7	40-50%
50 000-75 000 jaj	37,6	37,6	40-60%
75 000-100 000 jaj	37,5	37,6	40-70%
+ 100 000 jaj	37,4	37,5	40-70%

Uwaga: Powyższe zalecenia opierają się na założeniu, że środowisko w hali lęgowej, w tym powietrze wchodzące do komór lęgowych jest w doskonały sposób zarządzane (temperatura, wilgotność i objętość).

INKUBACJA

➡ WILGOTNOŚĆ PODCZAS INKUBACJI

Zawartość wody w jaju i w pisklęciu jest podobna; 74-75 % w jaju (jajo bez skorupy, Sauveur B., 1988) i 72-73 % w jednodniowym pisklęciu (Medway W. i Kare M.R., 1957). Ubytek wody w czasie inkubacji musi zatem odpowiadać mniej więcej ilości wody wytwarzanej podczas przemian metabolicznych tłuszczów zawartych w żółtku jaja (patrz strona 26). Jest również prawdą, że metabolizm tłuszczów wymaga tyle samo wody, ile sam jej wytwarza (Ar A. i Rahn H., 1980, wg pracy przeglądowej Baggott G.K., 2001).

W 1974 r. Rahn H. i Ar A. stwierdzili, że ubytek wody w czasie inkubacji zwykle wynosi 18 %.

Jak podaje Baggot G.K. (2001) w swojej przeglądowej pracy, Ar A. (1991) wykazał, że w przypadku większości rodzajów ptaków całkowity ubytek wody wynoszący 20 % początkowego ciężaru jaja wynika z tego, że zawartość wody w pisklęciu jest podobna do zawartości wody w jaju.

Jak podaje Baggot G.K. (2001) w swojej przeglądowej pracy, Romanoff A.L. (1968) wykazał, że w okresie inkubacji 28,6 g wody ubywa z białka jaja i 7,2 g z żółtka. Natomiast tkanki zarodka zawierają 24,7 g wody, a pozostałość po żółtku 2,5 g wody. Po podsumowaniu brakuje 8,6 g wody. Ilość ta jest zbliżona do opisanej przez Sauveur B. (1988), który stwierdził, że podczas 18-dniowej inkubacji wytwarzane jest 8,54 g wody, a do wyklucia się pisklęcia (21 dzień inkubacji) 10,31 g wody.

Meijerhof R. (2009a) wskazuje, że wytworzona woda stanowi 12-14 % początkowej masy jaja i że co najmniej 9-10 % tej wody powinno być usunięte z jaja, aby w ten sposób umożliwić powstanie komory powietrznej pozwalającej na rozpoczęcie oddychania płucnego.

Jak podaje Molenaar R. i in. (2010) w swojej przeglądowej pracy, Hays F.A. i Spear E.W. (1951) zaobserwowali, że pisklęta są zdolne do wyklucia się, gdy łączny ubytek wody w momencie pojawienia się odgłosów piszczenia piskląt przebywających ciągle jeszcze w jajach wyniesie od 6,5 do 12 %.

Tona K. I in. (2001a) uzyskali najlepsze wyniki lęgów wtedy, gdy łączny ubytek wody podczas 18-dniowej inkubacji wyniósł 10,9-11,1 %. Zaobserwowali oni, że większy ubytek wody powodował mniejsze problemy wylęgowe w porównaniu do problemów w przypadku mniejszego ubytku. Również stwierdzili bezpośrednią zależność między wiekiem stada, ciężarem jaj i ubytkiem wody (w gramach). Pomimo to nie zaobserwowali zależności między wiekiem stada, poziomem wylęgowości lub śmiertelnością zarodków a ubytkiem wody wyrażonym w procentach ciężaru jaja.

Gdy ubytek wody z jaj przed pojawieniem się pierwszych odgłosów popiskiwania piskląt gotowych do wyklucia się jest mniejszy niż 6,5 %, to oznacza, że wielkość komory powietrznej jest niewystarczająca, aby pobudzić płuca do rozpoczęcia oddychania. Natomiast gdy ubytki wody są większe niż 14,0 %, to wzrasta ryzyko odwodnienia piskląt (Molenaar R. i in., 2010). Zgodnie ze stwierdzeniami Meijerhof R. (2009a) ryzyko odwodnienia pojawia się, gdy ubytki wody są bliskie 17-18 %.

Jest faktem, że ubytek ciężaru jaja w czasie inkubacji jest związany przede wszystkim z ubytkiem wody (Tona K. i in., 2001a) i że wielkość tego ubytku zależy wyłącznie od przewodności skorupy i poziomu wilgotności w środowisku wokół jaj. Żaden z innych czynników nie jest z tym związany.

Ponieważ przewodność skorupy jest różna dla poszczególnych jaj, lepiej jest przyjąć wartości skrajne ubytków aniżeli ubytków optymalnych. Molenaar R. i in. (2010) uważają, że ubytek wody powinien mieścić się między 6,5 a 14 %.

Ci sami badacze sugerują, że jeśli zasadniczym celem ubytku wody jest utworzenie komory powietrznej odpowiednich rozmiarów, to wielkość ubytku wody nie musi być elementem krytycznym pod warunkiem, że łączny ubytek wody pozwoli na rozpoczęcie oddychania płucami (znaczy – utworzy się komora powietrzna o wystarczających rozmiarach dla danego pisklęcia).

INKUBACJA

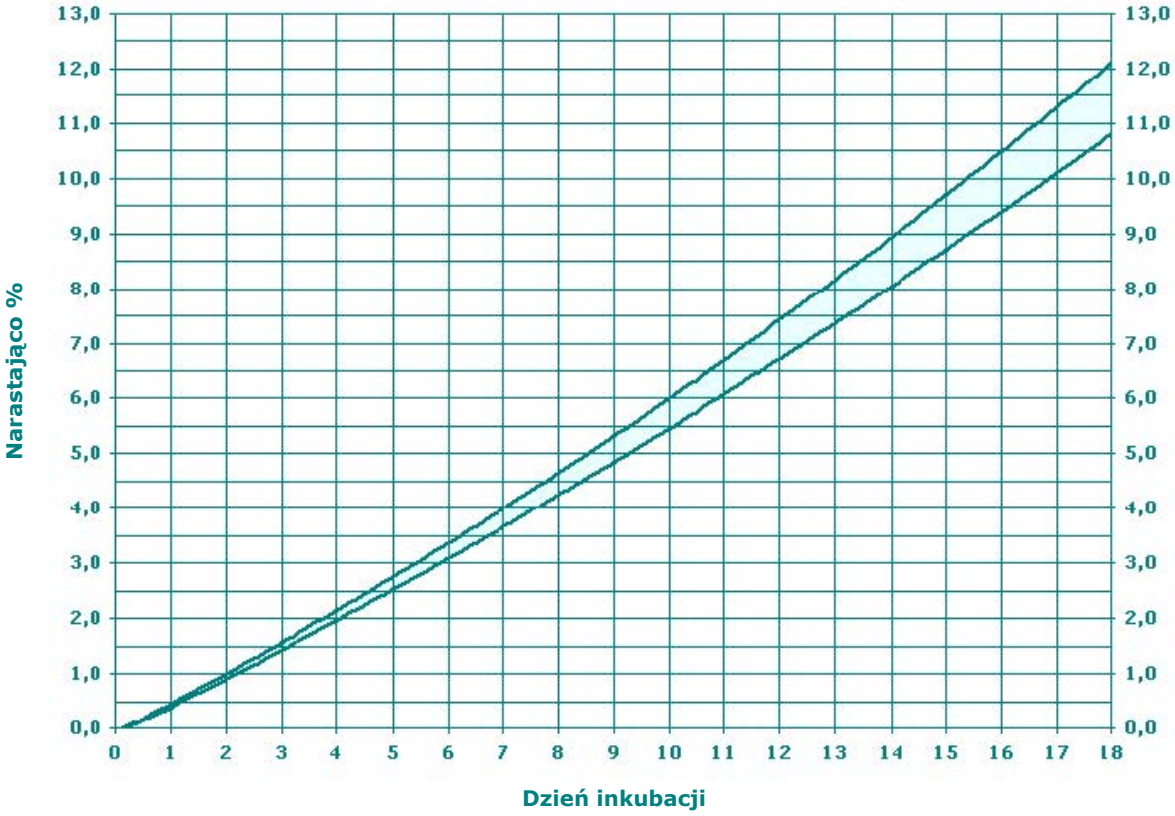
Robertson I. (1961a) stwierdził, że nadmierna wilgotność (75-80 %) przyczynia się do zwiększenia śmiertelności zarodków w okresie pierwszych 10 dni inkubacji. Zaobserwował również, że wilgotność jest odpowiednia, gdy waha się od 40 do 70 % przy optymalnym poziomie 50 %.

➡ Zalecenia

Ubytek wody w czasie inkubacji ma negatywny wpływ na wyniki wylęgowości tylko wtedy, gdy wilgotność przekracza optymalny poziom i jest zbliżona do wartości skrajnych ubytku wody przedstawionych powyżej (Molenaar R. et al, 2010). Zatem poziom wilgotności powinien być tak ustawiony, aby wspierał zalecany ubytek wody.

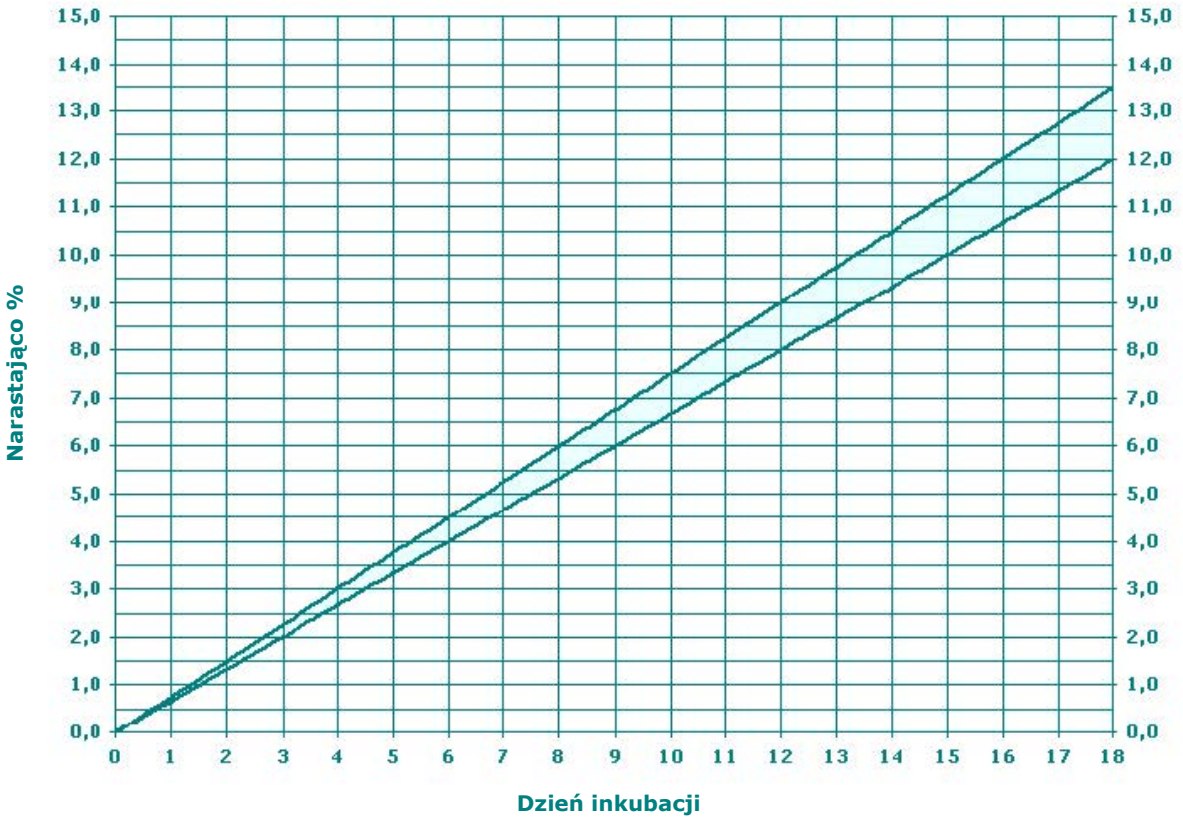
Mówiąc językiem praktyki, niezależnie od tego, czy to będzie jednonakładowa czy wielonakładowa komora lęgowa, wilgotność powinna być ustawiona miedzy 50 a 55 %. Sposób, w jaki nastąpi ubytek wody, jest w niewielkim stopniu zależny od rodzaju komory lęgowej (jedno- lub wielonakładowa):

- W jednonakładowych komorach lęgowych możliwe jest takie ustawienie otworów wentylacyjnych, żeby ubytek wody niezbyt gwałtownie wzrastał w czasie inkubacji:



INKUBACJA

- Bardziej liniowy wzrost ubytku wody w komorach wielonakładowych



➡ OBRACANIE JAJ

Obracanie jaj odgrywa pozytywną rolę zapobiegając przyklejaniu się żółtka do błon podskorupowych (Sauveur B., 1988) lub przyklejaniu się omoczni do zarodka. Pozwala też na tworzenie się pola naczyniowego i błony omoczniowej (Cutchin H.R. i in., 2009) oraz ułatwia inkluzję białka do omocznio-kosmówki (Sauveur B., 1988).

Obracanie jaj wyklucza ryzyko, że część białka pozostanie poza omocznio-kosmówką, ponieważ białko nie będzie mogło przedostać się do przestrzeni między omocznio-kosmówką i błoną podskorupową, dzięki czemu nie zmniejszy się poziom wymiany gazów między jajem a środowiskiem (Decuypere E. i in., 2001).

Jaja, które nie są obracane, często narażają zarodki z powodu niewystarczającego ciśnienia tlenu w naczyniach krwionośnych i wysokiego poziomu hematokrytów (Decuypere E. i in., 2001).

Obracanie jaj ułatwia również całkowite zamknięcie się w odpowiednim momencie błony omocznio-kosmówkowej w ostrym końcu jaja, nagromadzeniu białek w płynie owodniowym i lepsze wykorzystanie białka (Tona K. i in., 2005).

Obracanie zapobiega ułożeniu się zarodka w złej pozycji pod koniec inkubacji (Tona K. i in., 2003).

Poza tymi znanymi korzyściami takie czynniki jak kąt obrotu, częstotliwość i okres, w którym powinno się jaja obracać, powinny być przedmiotem dalszych obserwacji, ponieważ ich znaczenie jest ciągle nie do końca wyjaśnione.

INKUBACJA

Cutchin H.R. i in. (2009) wykazali, że obrócenie jaj o 15° (w odniesieniu do pionowego ustawienia) prowadzi do 10-krotnie większego zamierania zarodków w drugiej fazie inkubacji aniżeli dzieje się to z jajami obróconymi o 45°.

W tych samych badaniach stwierdzono również przypadki zarodków, u których widoczny był nadmiar resztkowej pozostałości białka w 18 dniu inkubacji, blisko 20-krotnie większej aniżeli zwykle ma to miejsce. Gdy jaja obracano o 30°, zamieranie zarodków zaobserwowano zarówno podczas klucia, jak i w czasie inkubacji.

Jak podają Elibol O. i Brake J. (2006a) w swojej przeglądowej pracy, Funk E.M. i Forward J.F. (1953) stwierdzili, że poziom wylęgowości zwiększa się wraz ze wzrostem kąta, o który są obracane jaja od 20 do 45°. Natomiast nie zaobserwowali żadnej istotnej różnicy, kiedy kąt obrócenia jaj wynosił 40º lub 45°.

Wilson H.R. (1991) nadmienił, że jaja powinny być obracane pod kątem 45-70º (w odniesieniu do pionowego ustawienia). Natomiast, jak podają Elibol O. i Brake J. (2006a) w swojej przeglądowej pracy, Funk E.M. i Forward J.F. (1960) porównywali wylęgowość jaj obracanych o 30, 45, 60 i 75° i najlepsze wyniki wylęgowości uzyskali dla jaj obracanych o 45°.

Chociaż Elibol O. I Brake J. (2006a) nie stwierdzili żadnego wpływu na poziom wylęgowości, gdy kąt obracania jaj zmieniał się od 35 do 45º, to wykazali odwrotnie proporcjonalną zależność między kątem obrotu jaj i przypadkami niewłaściwej pozycji zarodka w jaju. Co więcej, zaobserwowali, że zwiększenie częstotliwości obracania jaj może zrekompensować wpływ niewłaściwego kąta obracania jaj.

Robertson I. (1961b) stwierdził, że częstotliwość obracania (przy zastosowaniu kąta 45º jako bazowego) ma istotny wpływ na wylęgowość i ustalił, że częste obracanie jaj (96 razy w ciągu doby) daje doskonałe rezultaty w porównaniu do jaj obracanych zaledwie kilka razy w ciągu doby. Obracanie jaj 480 razy w ciągu doby w niewielkim stopniu pogorszyło wyniki wylęgowości.

Elibol O. i Brake J. (2003) uzyskali podobne wyniki. Porównując różne częstotliwości obracania jaj między 3 i 11 dniem inkubacji stwierdzili, że przy częstotliwości obracania 96 razy w ciągu doby dawało najlepsze wyniki w porównaniu do częstotliwości 2-4 razy w ciągu doby.

Wilson H.R. (1991) zaznaczył, że wprawdzie maksymalną wylęgowość można uzyskać obracając jaja 96 razy na dobę, ale bardziej praktyczne jest obracanie 24 razy w ciągu doby. Decuypere E. i in. (2001) podają w swojej przeglądowej pracy, że Deeming D. (1990) uznał, iż najbardziej odpowiednim okresem na obracanie jaj jest okres między 3 i 7 dniem inkubacji, natomiast brak jest wpływu obracania jaj po 13 dniu inkubacji.

W innych badaniach Tona K. i in. (2005) stwierdzili, że obracanie jaj jest konieczne do 12 dnia inkubacji, ale korzystnym jest nie przerywanie obracania do 16 dnia inkubacji. Co więcej, zaobserwowali, że dzień ostatniego obracania może mieć wpływ na masę zarodka i sformułowali hipotezę, że obracanie może stymulować wzrost zarodka.

W 2003 r. naukowcy ci przedstawili wyniki badań, na podstawie których stwierdzili, że obracanie jaj aż do 18 dnia inkubacji miało korzystny wpływ na wylęgowość. Zaobserwowali, że długość okresu inkubacji, w ciągu którego jaja są obracane (przez 12, 15 lub 18 dni w przeprowadzonym doświadczeniu) nie miał żadnego wpływu na poziom kortykosteronu w krwi (wskaźnik poziomu stresu u zarodka). Niemniej długość okresu, w ciągu którego jaja są obracane, ma wpływ na zawartość CO2 w komorze powietrznej. Zawartość hormonów tarczycy w krwi (wskaźnik aktywności metabolicznej) wzrastała, gdy jaja obracano aż do 18 dnia inkubacji. Ci sami badacze wcześniej stwierdzili, że wzrost poziomu hormonów tyroidowych (szczególnie T3, trijodotyronina) ma pozytywny wpływ na poziom wylęgowości.

Tona K. I in. (2001b) zaobserwowali, że poziom wylęgowości wzrastał, gdy moment zaprzestania dalszego obracania jaj był przesuwany w czasie (na 15,16, 17 lub 18 dzień w przeprowadzonym doświadczeniu) i że efekt ten był najbardziej korzystny w przypadku jaj od starszych stad.

INKUBACJA

Elibol O. i Brake J. (2006b) nie zaobserwowali dużej różnicy w wylęgowości, gdy obracanie jaj zaprzestano w 8, 10, 12 lub 14 dniu inkubacji. Dlatego też twierdzili, że obracanie może być wstrzymane po 8 dniu inkubacji.

W tych samych badaniach stwierdzili silną interakcję między wiekiem stada, od którego były badane jaja, a częstotliwością ich obracania (obracanie jaj od starszych stad przez dłuższy okres czasu jest bardziej korzystne).

➡ Zalecenia

Panuje zgoda, że kąt 45 º jest optymalnym katem, natomiast moment zatrzymania obracania oraz częstotliwość obracania w ciągu doby ciągle pozostają pytaniami bez odpowiedzi. Doświadczenia wykonane w naszych własnych zakładach wylęgowych wyraźnie wskazują, że zwiększenie częstotliwości obracania jaj w ciągu doby ma korzystny wpływ na procent wylęgowości. Zaleca się, aby wszędzie tam, gdzie jest to możliwe, obracać jaja co kwadrans lub co pół godziny, a na pewno częściej niż raz w ciągu godziny.

Wcześniejsze zaprzestanie dalszego obracania jaj może być brane pod uwagę wtedy, gdy nie spowoduje to powstawania gorących punktów w komorze lęgowej. French N.A. (1997) wykazał, że prędkość przepływu powietrza potrzebnego do usunięcia ciepła wytwarzanego przez zarodki ulega zmniejszeniu wtedy, gdy tace z jajami są ustawione poziomo. Sytuacja taka może sprzyjać powstawaniu gorących punktów w komorze lęgowej, szczególnie wtedy, gdy prędkość przepływu powietrza jest suboptymalna.

Utrzymanie obracania jaj aż do przeniesienia jaj do klujników i zwiększenie częstotliwości obracania bardziej niż jest to zwykle przyjęte może pomóc zmniejszyć ryzyko powstawania gorących miejsc i w ten sposób obniżyć potrzebę zwiększenia prędkości przepływu powietrza.

➡ CO_2

Wymiana gazów w czasie inkubacji odgrywa fundamentalną rolę w rozwoju i zachowaniu żywotności przez zarodek, w uzyskaniu odpowiedniej wylęgowości oraz wzroście i fizjologii piskląt.

Molenaar R. i in. (2010) opisali poziom tolerancji zarodka na zawartość CO_2. Stwierdzili, że zarodek może tolerować zaledwie 1 % zawartości CO_2 w okresie pierwszych 4 dni inkubacji, do 3 % od 5 dnia inkubacji, a od 9 dnia nawet 5 %. Chociaż te zawartości nie wydają się wpływać ujemnie na wyniki wylęgowości, to nie potrafimy jeszcze dobrze zrozumieć, jak zawartość CO_2 może zmieniać rozwój zarodka.

Pobieranie tlenu przez zarodek wzrasta wykładniczo w okresie dwóch pierwszych tygodni inkubacji. Ponieważ wzrost ten jest wprost zależny od powierzchni pola naczyniowego i tempa wzrostu błony omoczniowej, sugeruje się, że niedotlenienie i/lub hiperkapnia (nadmiar CO_2 we krwi) w pierwszej fazie inkubacji sprzyja rozwojowi naczyń (Decuypere E. i in., 2006).

Podobnie, ponieważ najwłaściwsze pH dla rozpoczęcia rozwoju zarodka mieści się między 7,9 a 8,4 (patrz strona 17) lub między 8,2 a 8,8 (patrz strona 18), stosunkowo duża zawartość CO_2 w momencie rozpoczęcia inkubacji poprawia wzrost zarodka. Molenaar R. i in. (2010) w niektórych badaniach wykazali, że 2-4 % zawartość CO_2 w ciągu pierwszych 48 godzin inkubacji obniża pH białka i sprzyja rozwojowi zarodka oraz elementów zarodka. W dalszych badaniach ci sami badacze stwierdzili, że nie zmieniająca się zawartość CO_2 ma negatywny wpływ na wylęgowość.

W odniesieniu do indyków przeprowadzone badania pokazały, że 0,3 % zawartość CO_2 w ciągu pierwszych 5 dni inkubacji poprawia wylęgowość o 5 % w porównaniu do jaj zawierających 0,1 % CO_2.

Odwrotnie u kurcząt, gdzie zostało wykazane, że 0,7-0,8 % zawartość CO_2 w ciągu pierwszych 5 dni inkubacji może mieć negatywny wpływ na wylęgowość i tempo rozwoju zarodka.

INKUBACJA

Molenaar R. i in. (2010) opisali wiele doświadczeń, w których zanotowano stopniowy wzrost CO_2 w ciągu pierwszych 10 dni inkubacji (do zawartości 0,7-1,5 %) zwiększający rozwój zarodka. Chociaż wpływ na wylęgowość nadal pozostawał niejasny.

Decuypere E. i in. (2006) wykazali, że stopniowy wzrost zawartości CO_2 w ciągu pierwszych 10 dni inkubacji (do poziomu 1,0-1,5 %) poszerzał światło aorty, zwiększał ciśnienie CO_2 w komorze powietrznej, przyspieszał rozwój zarodka i w końcu sprzyjał skróceniu okna wylęgowego.

Badacze ci zaobserwowali również wzrost poziomu kortykosteronu i hormonu T3 w krwi. Ponieważ kortykosteron jest zaangażowany w metabolizm hormonów tarczycy i glikokortykoidów, a hormony tarczycy są zaangażowane w przygotowanie fazy piszczenia klujących się piskląt oraz samego wylęgu, to fakty te mogłyby wyjaśniać zaobserwowany krótszy czas inkubacji.

Sauveur B. (1988) utrzymuje, że zawartość tlenu w powietrzu wchodzącym do jaja nigdy nie powinna być mniejsza niż 20,5 %. Jest to zawartość graniczna, poniżej której pobieranie tlenu przez zarodek staje się zbyt trudne. Dorn D.J. (2010) zanotował, że hiperkapnia (nadmiar CO_2 w krwi) wywołana w ciągu pierwszych dni inkubacji (poprzez zamknięcie otworów wentylacyjnych) sprzyja umiarkowanej hipoksji (niedotlenienie zarodka) przy 19 % zawartości O_2 w komorze lęgowej.

Reakcja zarodka na umiarkowany poziom hipoksji, szczególnie w drugim tygodniu inkubacji, zasadniczo zależy od jego metabolizmu i tempa wzrostu. Dorn D.J. (2010) zaobserwował, że umiarkowana hipoksja wywołuje rozrost serca i przerost zarodka tylko u piskląt z szybkorosnących linii.

Zaobserwowano również, że zarodek jest szczególnie wrażliwy na hipoksję w okresie od 6 do 12 dnia inkubacji (okres silnego wzrostu).

➡ Zalecenia

Wymagane stężenie CO_2 w pierwszym okresie inkubacji nie jest jak dotąd dobrze określone, ale z pewnością zależy ono od potencjału wzrostu danego typu ptaków.

Niemniej jest prawdopodobne, że stopniowy wzrost do poziomu 0,5-0,7 % może być korzystny dla rozwoju pola naczyniowego i zarodka jako takiego.

INKUBACJA

Jednonakładowe komory lęgowe

Dzień inkubacji	Poziom CO_2 w komorze lęgowej	Wentylacja
-8/12	-	
0	-	0%
1	0,1-0,2%	0%
2	0,1-0,2%	0%
3	0,3-0,5%	0%
4	0,3-0,5%	0-10%
5	0,5-0,7%	0-10%
6	0,5-0,7%	10-20%
7	0,5-0,7%	10-20%
8	0,3-0,5%	20-30%
9	0,3-0,5%	20-30%
10	0,3-0,5%	30-40%
11	0,3-0,5%	30-40%
12	0,2-0,4%	40-50%
13	0,2-0,4%	40-50%
14	0,2-0,4%	40-50%
15	0,2-0,4%	50-60%
16	0,2-0,4%	50-60%
17	0,2-0,4%	50-60%
18	0,2-0,4%	60-70%

Wielonakładowe komory lęgowe

Ponieważ w wielonakładowych komorach lęgowych nie jest możliwe ustawienie wentylacji odpowiednio do rozwoju zarodków, dlatego poziom CO_2 w komorze należy ustawić na poziomie 0,3 % przez cały okres inkubacji.

➡ NAKŁAD DO KOMORY LĘGOWEJ

W poprzednich rozdziałach przedstawiono, że w czasie inkubacji przy niewielkim stopniu tolerancji, zarodki potrzebują specjalnych warunków środowiskowych. Takie czynniki jak potencjał wzrostu danej linii, ciężar jaja i przewodność skorupy mogą powodować potrzebę modyfikacji tych warunków. Zaleca się też, aby jaja w danym nakładzie były wyrównane.

Jednakże środowisko otaczające jajo zależy od dwóch głównych czynników:

- wskaźnika zapłodnienia (procentowa ilość jaj zapłodnionych w stosunku do jaj ogółem nałożonych)
- ilości nałożonych jaj do komory lęgowej w stosunku do jej całkowitej pojemności

Podczas gdy zarodek w trakcie swojego rozwoju przechodzi dwie fazy endotermiczną i egzotermiczną, to jaja niezapłodnione nie potrzebują ogrzewania i nie wytwarzają ciepła. Ich temperatura będzie zawsze niższa od rozwijających się zarodków i dlatego jedno lub więcej niezapłodnionych jaj na tacy lęgowej może zakłócać warunki środowiskowe odczuwane przez otaczające je zarodki.

Niezapłodnione jajo ma tendencję do absorbowania wytwarzanego ciepła i przez to ochładzania otaczających je zarodków. Ponieważ ubytek wody z jaja niezapłodnionego jest mniejszy aniżeli z rozwijającego się zarodka, fakt ten może wpływać na poziom wilgotności w komorze lęgowej. Ostatecznie, ponieważ jajo niezapłodnione nie wytwarza CO_2, może obniżać zawartość CO_2 w komorze lęgowej.

Optymalizując środowisko podczas inkubacji przyczyniamy się do uzyskiwania stabilnych wyników wylęgowości. Jednakże, ponieważ poszczególne linie różnią się pod względem zapotrzebowania, a komory lęgowe różnią się swoją konstrukcją, ważne jest, aby w pełni zrozumieć zalecenia podawane przez dostawcę piskląt rodzicielskich oraz producenta komór lęgowych.

INKUBACJA

Niezależnie od wielkości komory lęgowej, nakład jaj do komory lęgowej podlega tym samym regułom: tylko w tych komorach, które zostały załadowane co najmniej w 75-80 % swojej maksymalnej pojemności, można utrzymać wyrównane warunki środowiskowe.

Jeśli planując nakład określonej liczby jaj część komory lęgowej pozostanie pusta, to należy tak rozmieścić tace i wózki (nawet jaja na każdej tacy) w komorze lęgowej, aby były ustawione równomiernie jak to jest tylko możliwe.

Jeśli nie zostanie zachowana ta zasada, wówczas prędkość przepływu powietrza, a w konsekwencji temperatura, wilgotność i zawartość CO_2 zostaną zakłócone.

➡ DEZYNFEKCJA W CZASIE INKUBACJI

Wiele lat temu fumigacja (gazowanie) jaj w momencie nakładu, a nawet podczas inkubacji, było normalną praktyką w wielu wylęgarniach.

Obecnie fumigację jaj wykonuje się przed ich nakładem, natomiast dezynfekcja w czasie inkubacji jest stosowana rzadziej. Wynika to prawdopodobnie z faktu, że ryzyko zakażenia krzyżowego przy użyciu tej samej komory lęgowej jest stosunkowo niewielkie i dlatego program ciągłej dezynfekcji nie jest konieczny.

Doświadczenia przeprowadzone w naszym własnym zakładzie wylęgowym wykazały brak zarówno pozytywnego, jak i negatywnego wpływu dezynfekcji na przebieg inkubacji.

Chociaż ryzyko krzyżowego zakażenia w czasie inkubacji jest niskie, nie ma żadnych podstaw do lekceważenia ogólnej standardowej bioasekuracji i higieny, zwłaszcza jeśli chodzi o utrzymanie w czystości hali lęgowej.

Tym niemniej możliwa jest dezynfekcja wnętrza komory lęgowej. Jeśli chcemy przeprowadzić taką dezynfekcję przy pomocy oparów formaliny, to należy użyć 5-6 % roztworu formaliny.

Jeśli dezynfekcja jest przeprowadzona poprzez zamgławianie, to należy postępować wg wskazań producenta komory lęgowej. Należy zwrócić szczególną uwagę na rodzaj używanego środka dezynfekcyjnego, ponieważ może on zatkać dysze, co uniemożliwi uzyskanie odpowiednich wyników.

➡ ŚRODOWISKO W HALI LĘGOWEJ

Warunki środowiskowe panujące w hali lęgowej stają się istotne tylko wtedy, gdy komory lęgowe korzystają ze świeżego powietrza znajdującego się w hali lub kiedy jaja są wstępnie ogrzewane przed komorą lęgową. Zalecane warunki dla hali lęgowej są:

Temperatura	Wilgotność	Objętość powietrza
25°C (77,0°F)	50-55%	1,0-1,5 m^3/godz./100 jaj

Gdy powietrze jest tłoczone bezpośrednio do komory lęgowej lub dostarczane z przewodu wentylacyjnego systemu wentylacji nadciśnieniowej, to należy postępować wg instrukcji dostarczonej przez producenta komór lęgowych.

PRZEKŁADANIE

➡ PRZEKŁADANIE JAJ Z KOMÓR LĘGOWYCH DO KLUJNIKÓW

Jaja zwykle są przekładane z komór lęgowych do klujników w 18 dniu inkubacji, chyba że zakład wylęgowy wykorzystuje urządzenia do szczepień zarodków metodą In-Ovo. W sytuacji, kiedy wykorzystywane są urządzenia do szczepień In-Ovo, wówczas jaja powinny być przekładane z komór lęgowych do klujników w 19,0-19,5 dniu inkubacji. Przekładanie może być wykonane ręcznie lub automatycznie – ważne, aby było wykonane szybko. Należy zachować wyjątkową ostrożność przekładając jaja z tac lęgowych do koszy klujnikowych. Ssawki powinny być precyzyjnie wyregulowane, a maszyna do przekładania jaj powinna działać płynnie i bez zakłóceń.

Świetlenie jaj może być przeprowadzone w tym samym czasie, co przekładanie jaj, a jaja czyste (niezapłodnione lub z wcześnie obumarłym zarodkiem) powinny być usunięte. Jeśli liczba jaj niezpłodnionych przekracza 15 % całkowitej liczby jaj na tacy lęgowej, wówczas jaja zapłodnione z tej tacy lepiej jest uzupełnić jajami zapłodnionymi z innych tac lęgowych w taki sposób, aby cały kosz klujnikowy zapełnić potrzebną liczbą jaj. Pozwoli to na bardziej wyrównane rozprzestrzenianie się ciepłego powietrza między jajami i zmniejszenie w ten sposób ryzyka, że niektóre jaja mogą być niedogrzane.

Jeśli nie jest możliwe uzupełnienie jajami zapłodnionymi pustych miejsc w koszach klujnikowych, to takie kosze z niepełną liczbą jaj powinny być wstawione na najniższym poziomie w wózkach klujnikowych.

Urządzenie do automatycznego przekładania jaj, wyposażone w odpowiednie ssawki, powinno być po każdym zakończonym przekładzie wszystkich jaj z komory lęgowej do koszy klujnikowych dokładnie umyte i zdezynfekowane, aby całkowicie wyeliminować ryzyko skażenia jaj podczas następnego przekładania. Przed rozpoczęciem kolejnego przekładu należy upewnić się, że zarówno ssawki, jak i kosze klujnikowe są całkowicie suche.

➡ ŚRODOWISKO W HALI DO PRZEKŁADANIA JAJ

Warunki środowiskowe w takiej hali powinny być takie same, jak w hali lęgowej:

Temperatura	Wilgotność
25°C (77,0°F)	50-55%

KLUCIE

Jajo wraz ze skorupą zawiera w momencie zniesienia ok.. 65,6 % wody, 12,1 % białka, 10,5 % tłuszczu, 0,9 % węglowodanów i 10,9 % składników mineralnych. Wszystkie te składniki pokarmowe stanowią komplet pożywienia niezbędnego do rozwoju zarodka.

Białko jest wykorzystywane głównie do wzrostu zarodka. Z początkowej zawartej w jaju całkowitej ilości białka ok. 48 % znajduje się w pisklęciu, 47 % pozostaje w woreczku żółtkowym, 2,5 % można znaleźć w omoczni, a tylko 2,5 % ulega stracie w wyniku procesów katabolicznych (Molenaar R., 2010).

Jak to przedstawiono wcześniej, tłuszcze znajdujące się przede wszystkim w żółtku są głównym źródłem energii dla zarodka (ok. 90 % zużywanej energii przez zarodek pochodzi z tłuszczów). Utlenianie tłuszczów wzrasta od 9 dnia inkubacji, to znaczy w tym samym czasie, kiedy rozwój zarodka zaczyna wyraźnie przyspieszać. Z początkowej ilości tłuszczów ok. 20 % znajduje się w pisklęciu, 40 % w woreczku żółtkowym, a ok. 40 % ulega rozkładowi w procesach katabolicznych (Molenaar R., 2010).

Zawartość węglowodanów w jaju jest niewielka i w zasadzie pozostaje nienaruszona w okresie inkubacji. Większość prostych cukrów jest wykorzystana w pierwszym tygodniu inkubacji, kiedy błona płodowa omoczni nie jest jeszcze ukształtowana i nie może dostarczać tlenu potrzebnego w przemianach metabolicznych tłuszczów.

Drugi szczyt przemian metabolicznych glukozy pojawia się w końcowej fazie inkubacji. Klującemu się pisklęciu potrzebne są wtedy dodatkowe źródła energii, ponieważ dostępność tlenu jest niska i dlatego zarodek musi przejść z metabolizmu tłuszczowego na metabolizm węglowodanowy.

Dlatego tak ważne jest dla zarodka gromadzenie przez niego w trakcie rozwoju odpowiedniej rezerwy węglowodanowej. Glukoza jest magazynowana głównie w formie glikogenu w wątrobie, mięśniach, sercu i błonie witelinowej (Molenaar R., 2010). Gdy pisklę przygotowuje się do wyklucia, priorytetem dla niego staje się uruchomienie przemian glikogenu w wątrobie, przez co w wyniku beztlenowej glikolizy wzrasta zawartość mleczanów w krwi (Molenaar R., 2010).

W oparciu o te informacje oczywistym staje się, że temperatura i natlenienie są dwoma najważniejszymi czynnikami niezbędnymi dla prawidłowego przebiegu klucia się piskląt, a panujące w klujniku suboptymalne warunki środowiskowe ograniczają witalność i zakłócają rozwój zarodka.

➡ TEMPERATURA W KLUJNIKU

Wykresy na stronach 24 i 25 wyraźnie wskazują, że wytwarzanie ciepła przez zarodek osiąga swoje plateau w 16-17 dniu inkubacji. W przeciwieństwie do wielu przypuszczeń plateau nie oznacza, że zarodek wytwarza maksymalną ilość ciepła, ale że bardziej prawdopodobnym jest fakt, iż pojawia się niedobór tlenu.

Decuypere E. i Michels H. (1992) zanotowali, że maksymalny przepływ tlenu występuje w końcowej fazie inkubacji. Przepływ ten, jak to przedstawiono wcześniej, zależy od przepuszczalności kutikuli skorupy, samej skorupy oraz błon podskorupowych.

Christensen V.L. I in. (2001) bardzo szczegółowo badali pobieranie tlenu. U indyków pobieranie tlenu wzrasta w nadzwyczajny sposób aż do 25-26 dnia inkubacji. W tym czasie zapotrzebowanie na tlen przez zarodek jest zdecydowanie większe niż maksymalna możliwość przepływu tlenu do zarodka i dlatego zarodek uruchamia inne źródła energii. Zarodek do takiej sytuacji przygotowuje się podczas swojego rozwoju. Gromadzi on glikogen w wielu organach, natomiast u piskląt niewielka ilość glikogenu jest zgromadzona w sercu i dlatego ma ono ograniczoną zdolność aktywacji glikogenu.

Glikogen zgromadzony w wątrobie zaopatruje serce, a proces ten jest kontrolowany przez hormony tarczycy.

KLUCIE

Z powodu poikilotermii (synonim = zmiennocieplność, zimnokrwistość) każdy wzrost temperatury odczuwanej przez zarodek prowadzi do wzrostu zapotrzebowania na tlen. Stan taki wywołuje u piskląt stres metaboliczny, a zarodek przekierowywuje swój metabolizm ku przemianie węglowodanowej. Takie zachowanie się zarodka wyjaśnia zaobserwowane objawy ewentualnego zatrzymywania się akcji serca i zmiany zawartości treści woreczka żółtkowego, jak to opisano we wcześniejszych rozdziałach.

Wykazano też, że wysoka temperatura w końcowej fazie inkubacji powoduje obniżenie zawartości maltazy w jelicie czczym (wskaźnik dojrzałości jelita cienkiego) (Wineland M.J. i in., 2001). Proces ten osłabia też rozwój chondrocytów (komórek chrzęstnych, które są wskaźnikami stopnia mineralizacji kości) (Yalçin S. i in., 2007).

Powyższa dyskusja na temat wpływu wysokiej temperatury nie odnosi się do specyficznych nowych technik, które powodują „szok cieplny" w końcowej fazie inkubacji. Jeśli czas trwania tego stresu cieplnego jest krótki, to zarodek zostaje niejako wstępnie przygotowany (bez jakiegokolwiek większego wpływu na przebieg procesów metabolicznych u zarodka) do tolerancji stresów, z jakimi może mieć do czynienia w okresie odchowu będąc już pisklęciem.

➡ Zalecenia

Nie ma żadnego uzasadnienia dla podwyższania temperatury w klujniku. Przeciwnie, niektórzy naukowcy stwierdzili, że względnie niska temperatura może wprawdzie nieco wydłużyć proces klucia się piskląt, ale ma to korzystny wpływ na poprawę wydajności wylęgu.

Dzień	Temperatura zadana		Wentylacja
	Minimum (° C)	Maksimum (° C)	
19	36,67	36,94	30-50%
20	36,67	36,94	30-50%
21	36,11	36,67	50-70%

Uwaga: W poszczególnych zakładach wylęgowych wpływ na powyższe wartości (zalecenia) mogą mieć typ klujnika, jego pojemność, sposób nakładu oraz system wentylacji hali lęgowej i nad komorami lęgowymi. Należy to sprawdzić u producenta komór lęgowych.

Nieco wyższe wartości są preferowane wtedy, gdy jaja pochodzą od młodego stada, linii wolnorosnących lub kiedy przewodność skorupy jest wysoka. Odwrotnie, proponuje się niższe temperatury, gdy jaja pochodzą od stada starszego, linie są szybkorosnące lub przewodność skorupy jest niska.

➡ WILGOTNOŚĆ W CZASIE KLUCIA SIĘ PISKLĄT

Zaobserwowano, że tak długo, jak wilgotność mieści się w granicach uwzględniających ubytek wilgoci, jest ona mniej istotna aniżeli inne czynniki wpływające na przebieg inkubacji.

W czasie klucia dostosowanie poziomu wilgotności będzie zależało głównie od ubytku ciężaru jaj zanotowanego w czasie przekładania jaj i potrzeby ograniczenia ryzyka nadmiernego odwodnienia piskląt w czasie klucia.

Dzień	Zalecana wilgotność
19	50-55%
20	55-60%
21	60%

Uwaga: Począwszy od pojawienia się pierwszych pisków klujących się piskląt i w czasie całego szczytu klucia rzeczywisty poziom wilgotności może być wyższy aniżeli ten zalecany. Należy upewnić się, że sygnał alarmujący o przekroczeniu zadanego poziomu wilgotności nie włączy się przed osiągnięciem poziomu 70-75 %.

➡ ZAWARTOŚĆ CO_2

Wykazano, że relatywnie wysoka zawartość CO_2 w pierwszej fazie inkubacji jest korzystna dla rozwoju pola jasnego i błony omoczniowej.

KLUCIE

Przeciwnie, jeśli wiadomo, że CO_2 upośledza rozwój niektórych organów, to wysoka zawartość CO_2 w końcowej fazie inkubacji nie jest korzystna. Wineland M.J. i in. (2001) wykazali, że niewystarczające ciśnienie tlenu prowadzi do zmniejszenia masy serca, ale nie wpływa na zawartość w nim glikogenu.

Jednakże dowiedziono, że niedotlenienie (łącznie z inkubacjami wykonywanymi na różnych poziomach wysokości powyżej poziomu morza) lub hyperkapnia (nadmiar CO_2 w krwi) skraca czas inkubacji i korzystnie zawęża okno wylęgowe (Decuypere E. i in., 2006).

Zarodki poddane niskiemu ciśnieniu tlenu w czasie klucia się są bardziej podatne na pojawienie się hipertrofii (powiększenie tkanki lub narządu na skutek powiększenia poszczególnych komórek, bez zwiększenia ich liczby) prawej komory serca i są bardziej wrażliwe na wodobrzusze (Decuypere E. i in., 2006).

Molenaar R. i in. (2010) stwierdzili, że stężenie tlenu w komorze powietrznej osiąga tylko 14,2 % na krótko przed wykluciem się pisklęcia. Natomiast CO_2 osiąga stężenie 5,6 %. Są to stężenia tlenu i dwutlenku węgla, które inicjują piszczenie piskląt i dlatego wyższe stężenie CO_2 w środowisku klujnika może zmuszać niektóre pisklęta do zbyt wczesnego wyklucia się, gdy nie są one jeszcze do tego przygotowane.

➡ Zalecenia

Wpływ różnej zawartości CO_2 w powietrzu ciągle nie jest dokładnie określony, ale wydaje się, że główny wpływ CO_2 najbardziej zależy od potencjału wzrostowego danej linii.

Chociaż CO_2 wydaje się mieć korzystny wpływ na ewentualną odporność serca na niedotlenienie, to CO_2 może zmuszać pisklęta do wcześniejszego klucia się, kiedy nie są one jeszcze do tego przygotowane, obniżając w ten sposób ogólną jakość piskląt.

Dzień	Zawartość CO_2 w klujniku	Wentylacja
19	0,2-0,4%	30-50%
20	0,4-0,6%	30-50%
21	0,2-0,4%	50-70%

➡ OKNO WYLĘGOWE

Okno wylęgowe jest to okres czasu zawarty między wykluciem się pierwszego i ostatniego pisklęcia w danym klujniku. Jest to dobry wskaźnik określający warunki panujące w okresie inkubacji jaj, w tym także skuteczność wstępnego ogrzewania jaj przed ich nakładem.

Nie należy w tym miejscu zapominać o jednej z nadrzędnych zasad; wyrównanie nałożonych jaj w każdym nakładzie powinno być jak najwyższe, co zostało już przedstawiono wcześniej.

Jakość piskląt i ich wyrównanie mogą być poprawione dzięki zawężeniu okna wylęgowego w takim stopniu, jak jest to tylko możliwe. Wąskie okno wylęgowe pozwala po pierwsze uniknąć ryzyka odwodnienia piskląt zbyt wcześnie wyklutych oraz po drugie nie zmusza do wybieranie z klujnika piskląt zbyt późno wyklutych, które są mało ruchliwe i tym samym niegotowe do obróbki powylęgowej.

Zaleca się:

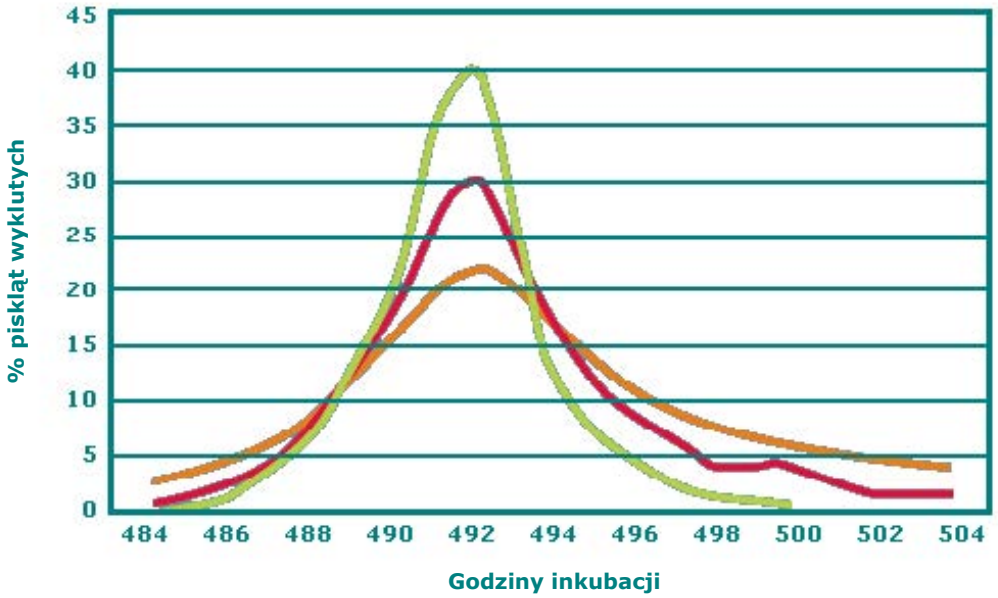
Okno wylęgowe	Czas trwania
Bardzo dobrze	< 24 godziny
Dobrze	24-30 godzin
Średnio	30-36 godzin
Źle	> 36 godzin

KLUCIE

Wąskie okno wylęgowe nie jest jedynym czynnikiem, który powinien być brany pod uwagę. Moment wybierania piskląt z klujnika musi korespondować z całkowitym czasem inkubacji wyliczonym dla danego nakładu. Bez sensu jest oczekiwanie na wąskie okno wylęgowe, gdy całkowity czas inkubacji był o 15-20 godzin krótszy aniżeli optymalny!

Poniższy wykres pokazuje przebieg zmian okna wylęgowego w zależności od procentu piskląt wyklutych:

Przebieg zmian różnych rodzajów okien wylęgowych w zależności od procentowej liczby piskląt wyklutych na 12 godzin przed ich wybieraniem z klujnika.



Za: Thornton G. (2011)

Realnym jest dążenie do tego, aby okno wylęgowe osiągnęło wartość 60 % piskląt wyklutych na 12 godzin przed ich wybieraniem z klujnika. Przyjmując ten sam tok rozumowania, French N.A. (2010) podaje, że na 30 godzin przed wybieraniem piskląt z klujnika nie powinno być wyklutych więcej niż 2 % piskląt.

➡ CAŁKOWITY CZAS INKUBACJI

Przedstawiono wcześniej, że rozwój zarodka zależy przede wszystkim od temperatury i wyrównania jaj. Można dodać jeszcze jeden czynnik; potencjał wzrostowy danej linii.

Linie z potencjałem szybkiego wzrostu wytwarzają więcej ciepła metabolicznego. Przejawiają one nie tylko tendencję do wcześniejszego klucia się, ale są też bardziej wrażliwe na wysokie temperatury.

Odwrotnie – linie wolnorosnące wytwarzają mniej ciepła metabolicznego, mają tendencje do późniejszego klucia się i są mniej wrażliwe na wysokie temperatury.

Teoretycznie inkubując jaja różnych linii w różnych komorach lęgowych możliwe jest takie skoordynowanie klucia się piskląt dwóch różnych typów, aby nastąpiło ono w tym samym czasie. To może wyjaśniać, dlaczego obecnie istnieje tendencja do wydłużania czasu inkubacji.

KLUCIE

Jednakże nie zawsze możliwe jest łatwe określenie precyzyjnego czasu trwania inkubacji, ponieważ – nie ograniczając się jedynie do wyznaczania dokładnego czasu trwania inkubacji – temperatura odczuwana przez zarodki jest uzależniona od warunków opisanych wcześniej:

Potencjał wzrostowy linii	Całkowity czas inkubacji
Szybkorosnące	500-508 godzin
Wolnorosnące	504-512 godzin

➡ DEZYNFEKCJA W CZASIE KLUCIA SIĘ PISKLĄT

Niezależnie od tego, jaki podejmiemy wysiłek w czasie inkubacji w celu uzyskania jak najlepszego statusu higienicznego jaj wylęgowych, zawsze istnieje ryzyko ich skażenia w czasie inkubacji. Ryzyko jest szczególnie wysokie podczas klucia.

W praktyce nie ma zbyt wielu skutecznych preparatów mogących zastąpić formalinę (lub preparaty wyprodukowane na bazie formaliny). Jednakże zalecając zastosowanie formaliny nie sposób nie zwrócić uwagi na wszystkie środki ostrożności, jak:

- należy użyć płytkich naczyń o średnicy 30-40 cm,
- należy umieścić jedno naczynie w każdym klujniku, zaraz za drzwiami lub pod jednym z wózków klujnikowych,
- do naczynia wlać 500-600 ml roztworu 18-20 % formaliny (250-300 ml formaliny 36-40% i 250-300 ml wody)
- pozostawić do całkowitego wyparowania

W celu uzyskania maksymalnej skuteczności formalina powinna być umieszczona wtedy, gdy 5-10 % piskląt jest już wyklutych (bliżej końca 20 dnia inkubacji).

Wystarczy tylko jednorazowe odkażanie. Wcześniejsze odkażanie ma niewielki wpływ na odkażenie. Powtarzanie odkażania stwarza natomiast ryzyko nadmiernej ekspozycji piskląt na formalinę.

Użycie nadmiernej ilości formaliny jest łatwe do wykrycia. Pisklęta mają ciemnożółty kolor, a w skrajnych przypadkach wykazują objawy stresu oddechowego w czasie klucia.

Formalina podrażnia układ oddechowy, a przy nadmiarze może prowadzić do uszkodzenia tchawicy, co może być przyczyną infekcji i mieć ujemny wpływ na tempo wzrostu i przeżywalność piskląt.

W przypadku innych preparatów dezynfekcyjnych należy postępować wg Instrukcji dostawcy preparatu po upewnieniu się, że dany preparat może być bezpiecznie użyty do dezynfekcji zarodków i piskląt.

➡ ŚRODOWISKO W HALI KLUJNIKOWEJ

Kontrola środowiska w hali klujnikowej jest potrzebna tylko wtedy, gdy klujniki pobierają powietrze z tej hali. Zalecenia dla hali klujnikowej są następujące:

Temperatura	Wilgotność	Objętość powietrza
25-26°C (77,0-78,8°F)	55-60%	3,0-3,5 m^3/godz./100 jaj

Gdy powietrze jest tłoczone bezpośrednio do klujników lub dostarczane z przewodu wentylacyjnego systemu wentylacji nadciśnieniowej, to należy postępować wg Instrukcji producenta klujników.

JAKOŚĆ PISKLĄT

Pomimo że efektywność inkubacji może być monitorowana na podstawie wyników wylęgowości, to jednak takie podejście jest zbyt ograniczone, zwłaszcza dla zintegrowanych producentów. Warunki inkubacji maja wpływ nie tylko na wyniki wylęgu, ale również na jakość piskląt. Ekonomiczne znaczenie jakości piskląt jest znacznie ważniejsze aniżeli koszt niewielkiego braku czy nadmiaru piskląt.

Meijerhof R. (2009b) zauważył, ze temperatura odgrywa ważną rolę w wykorzystaniu rezerw pokarmowych zawartych w żółtku oraz w całkowitym zamknięciu się pępowiny. Kolejne badania pokazały, że różnica 1,1ºC temperatury zarodka w okresie inkubacji jest powodem znaczących różnic w tempie wzrostu i wykorzystaniu paszy przez 6-tygodniowe kurczęta brojlery. Takie same różnice temperatury przyczyniają się do zróżnicowanego rozwoju zarodka i niektórych jego organów.

Hulet R. (2001) wykazał, że poprzez ustawienie temperatury w komorze lęgowej zgodnie z bieżącą ilością wytwarzanego ciepła metabolicznego przez zarodki możliwe było poprawienie wyników lęgu o ok. 2 % w porównaniu do wyników uzyskanych w warunkach standardowego programu inkubacji.

Ponieważ zarodki w dużych jajach, których liczba zwiększa się wraz z wiekiem stada, mają problem z pozbyciem się wytwarzanego ciepła, to obserwuje się wtedy pogorszenie jakości piskląt oraz zwiększenie zawartości treści pokarmowej pozostającej w woreczku żółtkowym. Lourens S. i in. (2006) wykazali, że w sytuacji, gdy temperatura skorupy podczas inkubacji jest stała, to zarodki zarówno z mniejszych, jak i z większych jaj jednakowo skutecznie wykorzystywały składniki pokarmowe z żółtka do budowy swojego ciała.

Do oceny jakości piskląt obecnie są wykorzystywane głównie dwie metody:

- pomiar długości ciała piskląt
- skala Pasgar©, uproszczona wersja skali Tona opracowanej przez naukowców z Uniwersytetu w Leuven, Belgia w latach 90-tych ub. wieku.

➡ DŁUGOŚĆ CIAŁA PISKLĄT

Ponieważ rozwój zarodka jest regulowany przez temperaturę, każda zmiana warunków środowiskowych w komorze lęgowej zmienia tempo wzrostu zarodka. Wcześniej wspomniano, że wysoka temperatura przyspiesza rozwoj zarodka wzmagając niedotlenienie narządów i tkanek oraz pogarszając wykorzystanie tłuszczów jako głównego źródła energii. W takiej sytuacji zarodek szybciej i bardziej intensywnie przekierowywuje swój metabolizm w kierunku przemian węglowodanów, a w niektórych przypadkach w kierunku przemiany białek.

Dlatego wydaje się logicznym, że wysokie temperatury mogą oddziaływać na tempo wzrostu niektórych organów (szczególnie serca) i zawartość pęcherzyka żółtkowego. Jak podali Leksrisompong N. i in. (2007) w swojej pracy przeglądowej, po raz pierwszy wykazał to Romanoff A.L. (1960), a następnie zostało to potwierdzone przez wielu innych naukowców.

Zawartość woreczka żółtkowego oraz wielkość i wygląd serca dwóch piskląt, które w czasie inkubacji odczuwały różną temperaturę:

- Po lewej: wysoka temperatura
- Po prawej: temperatura normalna

JAKOŚĆ PISKLĄT

W przeprowadzonym na dużą skalę teście Hill D. (2001) zaobserwował, że długość ciała piskląt mierzona od głowy do kupra zwiększała się wraz z wiekiem stada rodzicielskiego. Pisklęta pochodzące z jednonakładowych komór lęgowych miały dłuższe ciało, a zmienność była względnie zależna od pozycji, w jakiej jajo było ustawione na tacach lęgowych w komorze lęgowej. Co więcej, pisklęta po starych stadach częściej były krótsze aniżeli pisklęta po stadach dojrzałych. Śmiertelność piskląt w odchowie była wyższa wtedy, gdy pisklęta pochodziły z zakładu wylęgowego, który lągł pisklęta krótsze. Wywnioskowano, że długość ciała piskląt była dobrym narzędziem do oszacowania ich przyszłej wydajności.

Długość ciała piskląt od głowy do kupra zawsze była najbardziej wyrazistym wskaźnikiem jakości piskląt. Jednakże stwierdzono, że wyniki te nie zawsze były powtarzalne. Dlatego też zaproponowano wykorzystanie bardziej powtarzalnego sposobu pomiaru długości ciała piskląt mierząc tę długość od końca dziobu do końca środkowego palca.

➡ **Metodyka pomiaru:**

- wybierz losowo 20 piskląt pochodzących z jednego źródła
- zmierz długość ich ciała od końca dzioba do końca środkowego palca (bez pazurka, do nasady pazurka),
- oblicz średnią długość oraz wyrównanie (statystycznie: współczynnik zmienności),
- zestaw wykonane pomiary w zależności od wieku stada, od którego pochodziły jaja, ciężaru jaj oraz warunków inkubacji.

Długość ciała piskląt z jaj pochodzących od młodego stada wahała się między 18,5-19,5 cm, 19,0-20,0 cm od stada dojrzałego i 19,5-20,5 cm od stada starego. Ważnym jest podkreślenie, że pisklęta po wykluciu nadal rosną i chcąc porównać wyniki pomiarów różnych piskląt powinny one być przeprowadzone w tym samym momencie.

➡ SKALA PASGAR©

Metoda ta jako uzupełnienie pomiaru ilościowego jest sposobem pełniejszej oceny jakości piskląt aniżeli tylko pomiar długość ich ciała i ma na celu całościową ocenę warunków inkubacji. Pozostaje pytanie, czy metoda te pozwala określić przyszłą wydajność (Meijerhof R., 2009b).

➡ **Metodyka pomiaru:**

- wybierz losowo 20 piskląt tego samego pochodzenia,
- oszacuj następujące parametry:

Żywotność piskląt:

- połóż pisklę na grzbiecie; jeśli stanie szybko na nogach (punkty = 10),
- jeśli będzie potrzebowało więcej niż 3 sekundy, aby stanąć na nogach (punkt = 1).

JAKOŚĆ PISKLĄT

Pępowina:

- pępowina jest normalna, gdy jest całkowicie zamknięta (zagojona), a woreczek żółtkowy jest całkowicie wchłonięty do jamy ciała (punkty = 10),
- gdy pępowina jest otwarta i/lub można zobaczyć zasuszony sznur pępowinowy (punkt = 1).

Staw skokowy:

- nie ma stanu zapalnego stawu skokowego i ma on normalny kolor (punkty = 10),
- stan zapalny stawu skokowego i/lub czerwony kolor stawu (punkt = 1).

Dziób:

- dziób jest czysty, a otwory nosowe są zamknięte (punkty = 10),
- dziób jest brudny i ma czerwone kropki (punkt = 1).

Brzuch:

Wielkość brzucha zależy od wielkości woreczka żółtkowego i jest istotnie związana z temperaturą i wilgotnością w czasie inkubacji.

- miękki brzuch (punkty = 10),
- twardy brzuch, skóra napięta (punkt = 1).

JAKOŚĆ PISKLĄT

- zapisz ilość punktów przyznanych każdemu pisklęciu dla każdego z parametrów,
- oceń jakość wszystkich piskląt poddanych ocenie oddzielnie dla każdego z parametrów sumując punkty przyznane każdemu z piskląt dla tego parametru, a następnie podziel uzyskaną sumę przez ilość piskląt poddanych ocenie i na tej podstawie oszacuj jakość danego parametru w skali od 1 do 10 punktów,
- oblicz końcową średnią ilość punktów dla wszystkich piskląt poddanych ocenie sumując średnie ilości punktów dla każdego z parametrów i dzieląc uzyskaną sumę przez 5 (liczba ocenianych parametrów).

Optymalne warunki inkubacji powinny dać wynik średnio co najmniej 9,0 punktów (Pas Reform, 2006).

ANALIZA PRZYCZYN ZAMIERANIA ZARODKÓW

Dostępnych jest wiele publikacji na ten temat. Zaobserwowane zmiany i możliwe ich przyczyny wyszczególnione poniżej oparte są głównie na badaniach przeprowadzonych przez Wilsona H.R. (2004):

➡ Problemy ogólne

Zaobserwowane zmiany	Możliwe przyczyny
• Podczas przekładu stwierdzono czyste jaja: Brak rozwiniętych zarodków, jaja są niezapłodnione	• Niedojrzałe koguty • Stosunek liczby kogutów do kur jest nieprawidłowy (zbyt dużo lub zbyt mało kogutów) • Ekstremalne warunki środowiskowe • Stare stado rodzicielskie • Problemy zdrowotne • Koguty lub kury za ciężkie • Nadmiar lub niedobór składników pokarmowych, ograniczenie paszy zbyt silne • Problemy z nogami, zwłaszcza u kogutów • Wpływ leków, pestycydów, toksyn lub mikotoksyn • Parazyty • Niewłaściwe zagęszczenie stada • Nieodpowiedni program świetlny (natężenie lub długość dnia świetlnego) • Słabe zarządzanie
• Podczas przekładu stwierdzono czyste jaja: Widoczny rozwój zarodka (powiększona tarczka zarodkowa), jaja są zapłodnione	• Czas przechowywania jaj zbyt długi • Nieodpowiednie warunki przechowywania jaj (temperatura za wysoka lub za niska, temperatura zmienna) • Nieodpowiednia fumigacja (gazowanie) jaj (zbyt duża dawka lub fumigacja w 12-96 godzinie inkubacji). Nieprawidłowo zastosowany środek dezynfekcyjny do jaj • Szok cieplny • Pory w skorupach zablokowane • Wysoka temperatura w momencie rozpoczęcia inkubacji • Stado za młode lub za stare • Problemy zdrowotne • Temperatura wody do mycia jaj za wysoka • Leki, toksyny, pestycydy • Częstotliwość zbioru jaj na fermie niewystarczająca lub niepełna
• Podczas przekładu stwierdzono czyste jaja: Widoczne są krwawe pierścienie lub zarodek zamarły przed 3 dniem inkubacji, nie są widoczne czarne oczy	• Jaja zbyt długo przechowywane lub niewłaściwa temperatura w czasie przechowywania • Nieodpowiednia fumigacja (gazowanie) jaj (zbyt duża dawka lub fumigacja w 12-96 godzinie inkubacji) • Wysoka temperatura w momencie rozpoczęcia inkubacji • Niewystarczająca temperatura w momencie rozpoczęcia inkubacji • Problemy zdrowotne • Stado za stare • Ostre niedobory żywieniowe (biotyna, witamina A, miedź, witamina E, bor, kwas pantotenowy) • Leki, toksyny, pestycydy • Skażenie • Słaby rozwój zarodka w momencie zniesienia jaja
• Zarodek zamarły: 3-6 dni inkubacji, aktywny system cyrkulacji, zarodek leży na jego lewym boku, brak zęba jajowego	• Przeczytaj poprzedni rozdział • Niewystarczająca wentylacja lub blokada por w skorupach • Nieodpowiednie obracanie jaj • Nieodpowiedni kąt obrócenia jaj • Niedobory witamin: witamina E, ryboflawina, biotyna, kwasy pantotenowy, kwas linolowy
• Zarodek zamarły: 7-17 dni inkubacji, widoczne ząb jajowy i paznokcie, mieszki piór (8 dni) lub upierzenie (11 dni)	• Nieodpowiednia temperatura, wilgotność, obracanie lub wentylacja w czasie inkubacji • Skażenie • Niedobory żywieniowe: ryboflawina, witamina B12, biotyna, niacyna, pirydoksyna, kwas pantotenowy, kwas linolowy, fosfor lub bor

ANALIZA PRZYCZYN ZAMIERANIA ZARODKÓW

Zaobserwowane zmiany	Możliwe przyczyny
• Zarodek zamarły >18 dni inkubacji	• Nieodpowiednia temperatura, wilgotność, obracanie lub wentylacja w komorach lęgowych • Nieodpowiednia temperatura, wilgotność lub wentylacja w klujnikach • Skażenie • Nadmierna lub przedłużona fumigacja (gazowanie) • Jaja schłodzone w czasie przekładania lub przekładanie wykonane zbyt późno • Zbite jaja przed nakładem, w czasie inkubacji lub podczas przekładania • Niedobory żywieniowe: witamina D, witamina A, kwas foliowy, kwas pantotenowy, ryboflawina, witamina E, selen, witamina K, biotyna, niacyna, tiamina, witamina B12, wapń, fosfor, mangan lub kwas linolowy • Nieprawidłowe ułożenie zarodka • Zbyt często otwierany klujnik w czasie piszczenia piskląt lub w trakcie klucia • Słaba jakość skorup • Problemy zdrowotne

➡ Problemy szczegółowe

Zaobserwowane zmiany	Możliwe przyczyny
• Brak piszczących jaj, zarodki całkowicie uformowane, zbyt duże woreczki żółtkowe, część woreczka żółtkowego niewchłonięta, widoczne pozostałości białka jaja	• Niewystarczające obracanie • Zbyt wysoka wilgotność w czasie inkubacji lub po przekładzie • Niewystarczająca temperatura w czasie inkubacji • Temperatura w klujniku zbyt wysoka • Jaja schłodzone w czasie przekładania • Niedobory żywieniowe • Problemy zdrowotne • Niewystarczająca wentylacja • Zbyt długie przechowywani jaj
• Piszczące jaja, zarodki całkowicie uformowane, zarodki zamarłe w skorupie	• Niewystarczająca wilgotność lub temperatura przez dłuższy okres czasu • Niewystarczająca wilgotność w klujnikach • Wysoka temperatura w klujnikach • Niedobory żywieniowe • Problemy zdrowotne • Niewystarczająca wentylacja • Nieodpowiednie obracanie jaj w pierwszych 12 dniach inkubacji • Szok w czasie przekładania • Zbyt długie przechowywanie jaj
• Jaja częściowo piszczące, zarodki zamarłe lub żywe	• Nadmierna fumigacja (gazowanie) w czasie klucia • Jaja ułożone w komorze lęgowej ostrymi końcami do góry
• Wczesne klucia, głośne pisklęta	• Małe jaja • Różnice między liniami • Temperatura w komorze lęgowej zbyt wysoka • Wilgotność w komorze lęgowej zbyt niska
• Opóźnione klucie	• Duże jaja • Stare stado • Długie przechowywanie jaj • Niewystarczająca temperatura w czasie inkubacji • Słabe zarodki • Zbyt wysoka wilgotność w czasie inkubacji
• Okno wylęgowe zbyt długie	• W tej samej komorze lęgowej pomieszane jaja przechowywane przez różny okres czasu • Pomieszane jaja od młodych i starych stad • Pomieszane jaja małe i duże • Nieprawidłowa obróbka jaj • Gorące lub zimne punkty w komorze lęgowej lub w klujniku • Temperatura inkubacji lub klucia zbyt wysoka lub zbyt niska
• Słabe wyrównanie klucia między różnymi koszami klujnikowymi	• Pomieszane jaja małe i duże • Pomieszane jaja od młodych i starych stad • Pomieszane jaja z różnych linii • Część jaj była przechowywana zbyt długo • Niewystarczająca wentylacja w komorze lęgowej lub w klujniku • Problemy zdrowotne w jednym lub więcej stadach • Różne warunki przechowywania jaj

ANALIZA PRZYCZYN ZAMIERANIA ZARODKÓW

Zaobserwowane zmiany	Możliwe przyczyny
• Pisklęta lepkie, resztki białka przylepione do puchu	• Niewystarczająca temperatura w czasie inkubacji • Wilgotność w czasie inkubacji zbyt wysoka • Nieodpowiednie obracanie • Stare jaja • Jaja za duże
• Pisklęta obklejone skorupami, pisklęta z przyklejonymi do puchu kawałkami skorup	• Wilgotność zbyt niska w czasie przechowywania jaj, inkubacji i/lub w czasie klucia • Nieodpowiednie obracanie • Jaja zbite lub słaba jakość skorupy
• Wczesne klucie, widoczny kikut pępowiny	• Zbyt wysoka temperatura w czasie inkubacji lub klucia
• Małe pisklęta	• Małe jaja • Niewystarczająca wilgotność w czasie przechowywania jaj lub w czasie inkubacji • Temperatura za wysoka w czasie inkubacji • Porowata lub słaba skorupa
• Pępowina nie zagojona, suchy puch	• Wysoka temperatura w czasie inkubacji lub zmienna temperatura • Niewystarczająca temperatura w czasie klucia • Wilgotność w czasie klucia zbyt wysoka lub niewystarczająca wentylacja pod koniec klucia • Nieodpowiednie żywienie stada rodzicielskiego
• Pępowina nie zagojona, wilgotna, śmierdząca. Duże pisklęta, ospałe, miękki brzuch	• Zapalenie pępowiny • Niewystarczająca temperatura w komorze lęgowej • Wysoka wilgotność albo w komorze lęgowej, albo w klujniku • Niewystarczająca wentylacja
• Słabe pisklęta	• Wysoka temperatura w klujniku • Niewystarczająca wentylacja w klujniku • Nadmierna fumigacja (gazowanie) • Skażenie
• Nieprawidłowe ułożenie zarodka	• Jaja w komorze lęgowej ułożone ostrymi końcami ku górze • Nieodpowiednie obracanie • Temperatura w czasie inkubacji wysoka lub niska • Wysoka wilgotność • Stare stado • Jaja zbyt duże • Niedobory żywieniowe, szczególnie witaminy A i B12 • Kiepskie warunki transportu i przechowywania jaj
• Wady rozwojowe zarodka	• Niewłaściwe warunki przechowywania • Nieodpowiednie warunki transportu jaj wylęgowych • Niedobory żywieniowe (biotyna, ryboflawina, cynk lub mangan) • Nieodpowiednie obracanie • Niewłaściwe ustawienie jaj w komorze lęgowej (ostrym końcem ku górze) • Temperatura w czasie inkubacji za wysoka lub za niska • Problemy zdrowotne • Niewystarczająca wentylacja lub grube skorupy
• Zwinięte palce, rozłożone nogi	• Temperatura w czasie inkubacji za wysoka lub za niska • Problemy żywieniowe • Wilgotna powierzchnia koszy klujnikowych
• Krótki puch, suchy, szorstki	• Niedobory żywieniowe, zwłaszcza brak ryboflawiny • Mikotoksyny lub inne inhibitory, które wywołują niedobory żywieniowe • Wysoka temperatura w czasie pierwszych 14 dni inkubacji
• Zamknięte oczy, puch przylepiony do oczu	• Temperatura w klujniku zbyt wysoka • Niska wilgotność w klujniku • Nieprawidłowo funkcjonujący system wychwytywania pyłów i kurzu • Gotowe pisklęta za długo pozostawały w klujniku • Nadmierna cyrkulacja powietrza w klujniku
• Pisklęta karłowate, niewystarczająco wyrośnięte	• Skażone jaja • Skażenie klujnika, zwłaszcza w czasie klucia się piskląt • Problemy zdrowotne • Niedobory żywieniowe • Anomalie tarczycy

ANALIZA PRZYCZYN ZAMIERANIA ZARODKÓW

Zaobserwowane zmiany	Możliwe przyczyny
• Eksplodujące jaja (zbuki)	• Brudne jaja lub gniazda • Jaja ściółkowe • Niewystarczające mycie jaj, jaja brudne lub czyszczone brudną ściereczką • Kurz w kurniku, magazynie jaj lub w samochodach do transportu jaj • Skropliny na powierzchni skorupy jaj • Używanie skażonego roztworu do spryskiwania jaj • Jaja skażone przez inne eksplodujące jaja • Obróbka jaj brudnymi rękami
• Brak jednego lub obu oczu	• Temperatura wysoka w czasie pierwszych 6 dni inkubacji • Niewystarczające natlenienie w czasie pierwszych 6 dni inkubacji
• Odsłonięty mózg	• Temperatura wysoka w czasie pierwszych 3 dni inkubacji • Niewystarczające natlenienie w czasie pierwszych 3 dni inkubacji
• Przemieszczenie wnętrzności 	• Temperatura wysoka w komorze lęgowej
• Krwawe wybroczyny 	• Krwawe wybroczyny podskórne, temperatura wysoka w komorze lęgowej lub w klujniku • Krwawe wybroczyny na błonie omoczni: nieodpowiednie obrabianie jaj w czasie przekładu • Niedobory żywieniowe (brak witamin K lub E) • Zarodek zamarły między 11 a 15 dniem inkubacji, skażenie bakteriami lub pleśniami (zarodek ciemnoczerwonego koloru)
• Zaczerwienienie stawów u klujących się lub piszczących piskląt, ale niewyklutych	• Trudności z wykluciem się • Niedobory witaminowe • Twarda skorupa • Wysoka wilgotność w czasie inkubacji i/lub wysoka temperatura w klujniku
• Mała komora powietrzna, duża powierzchnia piszczenia, nienaruszone błony, zaczerwienione stawy, obrzęk, pozostałości białka, woreczek żółtkowy niezresorbowany, odwodnienie mniejsze niż 10 %	• Wysoka wilgotność w komorze lęgowej • Twarda skorupa • Niewystarczająca temperatura w komorze lęgowej

ANALIZA PRZYCZYN ZAMIERANIA ZARODKÓW

Zaobserwowane zmiany	Możliwe przyczyny
• Mikromelia (skrócenie kości długich, papuzi dziób lub szpotawe nogi), chondrodystrofia	• Niedobory żywieniowe (brak biotyny lub manganu)
• Krótki dziób, brak dzioba, anomalie części twarzowej czaszki	• Temperatura wysoka w czasie pierwszych 5 dni inkubacji • Niedobory żywieniowe (brak niacyny)
• Opuchnięty kark i głowa (skaza wysiękowa) 	• Niedobory żywieniowe, brak witaminy E lub selenu

➡ Niedobory żywieniowe i toksyny

Suplementy	Efekty niedoboru lub przedawkowania
• Witamina A	• Możliwe przyczyny • Nieprawidłowy rozwój układu naczyń żylnych • Nieprawidłowości układu kostno-szkieletowego (zwłaszcza czaszki i kręgosłupa) • Zmiany zwyrodnieniowe mózgu, kręgosłupa i nerwów • Wczesne zamieranie zarodka (w czasie pierwszych 2-3 dni inkubacji) • Wyklute pisklęta z widocznymi rozbieganymi oczami lub zamkniętymi powiekami • Nadmiar witaminy A może również wywoływać nieprawidłowości układu kostno-szkieletowego
• Witamina D_3	• Późne zamieranie zarodków (od 17 dnia inkubacji) • Problemy ze wzrostem w czasie odchowu • Niewystarczający rozwój układu kostno-szkieletowego
• Witamina E	• Problemy układu krążenia • Skaza wysiękowa • Krwawe wybroczyny • Rozmiękanie mózgu • Nieprawidłowy rozwój oczu • Obrzęk karku i nóg • Zmieranie zarodków miedzy 2 i 5 dniem inkubacji • Osłabienie mięśni po wykluciu
• Witamina K	• Krwawe wybroczyny u zarodków i na błonach wkrótce po wykluciu lub w czasie klucia się
• Tiamina	• Zapalenie wielonerwowe • Wczesne i późne zamieranie zarodków (od 19 dnia inkubacji) • Wiele zamarłych piskląt w koszach klujnikowych
• Ryboflawina	• Krótkie nogi • Dezorganizacja układu krążenia • Obrzęk • Skręcone palce • Mikromelia • Anemia • Brązowa lub ciemnozielona wątroba • Zamieranie zarodków między 3-5 i 10-15 dniem oraz w 21 dniu inkubacji

ANALIZA PRZYCZYN ZAMIERANIA ZARODKÓW

Suplementy	Efekty niedoboru lub przedawkowania
• Niacyna	• Rozrost mięśni • Obrzęk • Krótka górna część dzioba • Nieprawidłowości układów naczyń żylnych i nerwowego • Zamieranie zarodka między 8 i 14 dniem inkubacji
• Witamina B_6 (pirydoksyna)	• Zahamowanie wzrostu • Zamieranie zarodków w dniach 8-14 inkubacji
• Kwas pantotenowy	• Krwawe wybroczyny podskórne • Obrzęk • Wodogłowie • Brak upierzenia • Skręcone palce • Zamieranie zarodków między 2-4 i 11-15 dniem inkubacji
• Biotyna	• Chondrodystrofia • Mikromelia • Syndaktylia (zrost palców) • Krwawe wybroczyny u zarodka i w błonach • Zamieranie zarodka między 3-4 dniem i od 17 dnia inkubacji
• Kwas foliowy	• Syndaktylia (zrost palców) • Szpotawe kości • Wklęsłe zagłębienia w głowie, małe oczy, przemieszczenie wnętrzności • Papuzi dziób, inne problemy z dziobem • Zamieranie zarodka od 17 dnia inkubacji
• Witamina B_{12}	• Obrzęk (zwłaszcza wokół oczu) • Krwawe wybroczyny • Skręcone palce • Krótki dziób • Słabo rozwinięte mięśnie nóg • Nieprawidłowe ułożenie zarodka (głowa między nogami) • Zamieranie zarodka między 8-14 i 16-18 dniem inkubacji
• Mangan	• Chondrodystrofia • Deformacje szkieletu • Skrócenie kości długich • Papuzi dziób • Mikromelia • Obrzęki • Zamieranie zarodka od 18 dnia inkubacji • Brak koordynacji ruchów u piskląt
• Cynk	• Nieprawidłowy rozwój szkieletu (zwłaszcza kręgosłupa) • Małe oczy • Przemieszczenie wnętrzności • Nieprawidłowy dziób i głowa • Pisklęta słabe
• Wapń	• Wpływ pośredni na: niewystarczająca jakość skorupy, ubytek masy ciała zbyt duży, podwyższone ryzyko skażenia • Niewystarczający wzrost
• Magnez	• Drżenie ciała, konwulsje • Dyszenie
• Fosfor	• Wady rozwojowe kości • Zamieranie zarodków między 14-16 dniem inkubacji
• Miedź	• Nieprawidłowy rozwój krwi i układu krążenia • Wczesny szczyt zamierania zarodków (przed 3 dniem inkubacji)
• Selen	• Skaza wysiękowa • Nadmiar selenu powoduje obrzęk głowy i karku, skręcenie nóg, martwicę mózgu i szpiku, skrócenie górnej części dzioba oraz wzrost przypadków nieprawidłowego ułożenie zarodka

- Baggott G.K. (2001). Development of extra-embryonic membranes and fluid compartments. In: Deeming D.C. (ed.). Perspectives in Fertilisation and Embryonic Development in Poultry. Lincolnshire, UK: Ratite Conference Books, 23-29.
- Boerjan M. (2005). Genetic progress inspires changes in incubator technology. Pas Reform Hatchery Technologies. Bovendorpsstraat 11, 7038 CH, P.O. Box 2, 7038 ZG Zeddam, The Netherlands.
- Brake J., Walsh T., Benton C., Petitte J., Meijerhof R. and Peñalva G. (1997). Egg handling and storage. Poultry Science, 76, 144-151.
- Christensen V.L., Wineland M.J. and Fairchild B.D. (2001). Changes in cardiac energy metabolism during the plateau stage in oxygen consumption of the turkey embryo. Avian and Poultry Biology Reviews, 12, 4: 169-202.
- Cutchin H.R., Wineland M.J., Christensen V.L., Davis S. and Mann K.M. (2009). Embryonic development when eggs are turned different angles during incubation. Journal of Applied Poultry Research, 18, 447-451.
- Dane A.C, Burggren W.W. and Altimiras J. (2003). Cardiovascular regulation during hypoxia in embryos of the domestic chicken *Gallus gallus*. American Journal of Physiology - Regulatory, Integrative and Comparative Physiology, 284, R219-R226.
- Decuypere E. and Michels H. (1992). Incubation temperature as a management tool: a review. World's Poultry Science Journal, 48, 28-38.
- Decuypere E., Tona K., Bruggeman V. and Bamelis F. (2001). The day-old chick: a crucial hinge between breeders and broilers. World's Poultry Science Journal, 57, 127-138.
- Decuypere E., Onagbesan O., De Smit L., Tona K., Everaert N., Witters A., Debonne M., Verhoelst E., Buyse J., Hassanzadeh M., De Baerdemaeker J., Arckens L. and Bruggema, V. (2006). Hypoxia and hypercapnia during incubation of chicken eggs: effects on development and subsequent performance. World's Poultry Science Journal (Suppl), 486-490.
- Deeming D. (2000). Storage of hatching eggs. Poultry International, 39, 13:44-50.
- De Lange G. (2009). Storage of hatching eggs. International Hatchery Practice, 23, 4:29.
- Dorn D.J. (2010). The effect of non-ventilated or hypercapnic incubation on embryonic development and embryonic heart development of two broiler-lines (Ross 308 and Isa JA 757). Freie Universität Berlin, Berlin, Germany. Thesis, 187 pp.
- Elibol O., Peak S.D. and Brake J. (2002). Effect of flock age, length of egg storage, and frequency of turning during storage on hatchability of broiler hatching eggs. Poultry Science, 81, 945-950.
- Elibol O. and Brake J. (2003). Effect of frequency of turning from three to eleven days of incubation on hatchability of broiler hatching eggs. Poultry Science, 82, 357-359.
- Elibol O. and Brake J. (2006a). Effect of egg turning angle and frequency during incubation on hatchability and incidence of unhatched broiler embryos with head in the small end of the egg. Poultry Science, 85, 1433-1437.
- Elibol O. and Brake J. (2006b). Effect of flock age, cessation of egg turning, and turning frequency through the second week of incubation on hatchability of broiler hatching eggs. Poultry Science, 85, 1498-1501.
- Eyal-Giladi H. and Kochav S. (1976). From cleavage to primitive streak formation: A complementary normal table and a new look at the first stages of the development of the chick. I. General morphology. Developmental Biology, 49, 321-337.

- Fasenko G.M., Robinson F.E., Whelan A.I., Kremeniuk K.M. and Walker J.A. (2003a). Effects of pre-storage incubation on the hatchability of long-term stored broiler breeder eggs. New developments in reproduction and incubation of broiler chickens. Volume 2 : Broiler breeder production series. Spotted Cow Press.

- Fasenko G.M., Robinson F.E., Ford E.M., Gruber L.M. and Lehmann H.R. (2003b). Does incubation between egg storage at the farm and the hatchery improve hatchability of eggs stored for 14 days? New developments in reproduction and incubation of broiler chickens. Volume 2 : Broiler breeder production series. Spotted Cow Press.

- Fasenko G.M. (2007). Egg storage and the embryo. Poultry Science, 86, 1020-1024.

- French N.A. (1997). Modelling incubation temperature: The effects of incubator design, embryonic development and egg size. Poultry Science, 76, 124-133.

- French N.A. (2010). Tips for successful hatchery management. Poultry International, August, 30-33.

- Hill D. (2001). Chick quality uniformity profiles as a field measurement of chick quality? Avian and Poultry Biology Reviews, 12, 4: 169-202.

- Hulet R. (2001). Chick quality, the result of maximising embryonic metabolism. Avian and Poultry Biology Reviews, 12, 4: 169-202.

- Hulet R., Gladys G., Hill D., Meijerhof R. and El-Shiekh T. (2007). Influence of egg shell embryonic incubation temperature and broiler breeder flock age on posthatch growth performance and carcass characteristics. Poultry Science, 86, 408-412.

- Jin Y., Lee K.T., Lee W.I. and Han Y.K. (2011). Effects of storage temperature and time on the quality of eggs from laying hens at peak production. Asian-Australasian Journal of Animal Science, 24, 2:279-284.

- Khaner O. (1993). Axis determination in the avian embryo. Current Topics in Developmental Biology, 28, 155-180.

- Leksrisompong N., Romero-Sanchez H., Plumstead P.W., Brannan K.E. and Brake J. (2007). Broiler incubation. 1. Effect of elevated temperature during late incubation on body weight and organs of chicks. Poultry Science, 86, 2685-2691.

- Lapão C., Gama L.T. and Chaveiro Soares M. (1999). Effects of broiler breeder age and length of egg storage on albumen characteristics and hatchability. Poultry Science, 78, 640-645.

- Lourens A., Van den Brand H., Meijerhof R. and Kemp B. (2005). Effect of eggshell temperature during incubation on embryo development, hatchability and post-hatch development. Poultry Science, 84, 914-920.

- Lourens A., Molenaar R., Van den Brand H., Heetkamp M.J.W., Meijerhof R. and Kemp B. (2006). Effect of egg size on heat production and the transition of energy from egg to hatchling. Poultry Science, 85, 770-776.

- Mahmud A. and Pasha T.N. (2008). Effect of storage, pre-heating and turning during holding period on the hatchability of broiler breeder eggs. Pakistan Veterinary Journal, 28, 3:153-154.

- Medway W. and Kare M.R. (1957). Water metabolism of the domestic fowl. From hatching to maturity. American Journal of Physiology, 190, 139-141.

- Meijerhof R. (1992). Pre-incubation holding of hatching eggs. World's Poultry Science Journal, 48, 57-68.

- Meijerhof R. (2009a). Principles of moisture loss during incubation. HatchTech Incubation Technology. Technical Information.

- Meijerhof R. (2009b). The influence of incubation on chick quality and broiler performance. Australian Poultry Science Symposium, 20, 167-170.
- Molenaar R. (2010). Perinatal development and nutrient utilization in chickens. Effects of incubation conditions. Thesis. Wageningen University, Wageningen, The Netherlands.
- Molenaar R., Reijrink I., Meijerhof R. and Van den Brand H. (2010). Meeting embryonic requirements of broilers throughout incubation: A Review. Brazilian Journal of Poultry Science, 12, 3: 137-148.
- Pas Reform (2006). Guide d'incubation. Œufs de poule (poulets de chair). Pas Reform Incubation Technologies, 50 pp.
- Proudfoot F. (1966). Hatchability of stored chicken eggs as affected by daily turning during storage and pre-warming and vacuuming eggs enclosed in plastic with nitrogen. Canadian Journal of Animal Science, 46, 47-50.
- Rahn H. and Ar A. (1974). The avian egg: incubation time and water loss. The Condor, 76, 147-152.
- Reijrink I., Meijerhof R., Kemp B. and Van den Brand H. (2008). The chicken embryo and its micro-environment during egg storage and early incubation. World's Poultry Science Journal, 64, 581-598.
- Reijrink I. (2009). How to survive prolonged egg storage? HatchTech Incubation Technology. Technical Information.
- Reijrink I., Van Duijvendijk L.A., Meijerhof R., Kemp B. and Van den Brand H. (2010a). Gas concentrations during storage do not affect hatchability and chick quality. Poultry Science, 89, 1992-2000.
- Reijrink I., Berghmans D., Meijerhof R., Kemp B. and van den Brand H. (2010b). Influence of egg storage duration and preincubation warming profile on embryonic development, hatchability and chick quality. Poultry Science, 89, 1225-1238.
- Robertson I. (1961a). Studies on the effect of humidity on the hatchability of hen's eggs. I. The determination of optimum humidity for incubation. The Journal of Agricultural Science, 57, 185-194.
- Robertson I. (1961b). The influence of turning on the hatchability of hens' eggs. I. The effect of rate of turning on hatchability. Journal of Agricultural Science of Cambridge, 57, 49-56.
- Romijn C. and Lokhorst W. (1960). Fœtal heat production in the fowl. Journal of Physiology, 150, 239-249.
- Sauter E.A. and Petersen C.F. (1974). The effect of egg shell quality on penetration by various *Salmonellae*. Journal of Poultry Science, 53, 2159-2162.
- Sauveur B. (1988). Reproduction des volailles et production d'œufs. INRA. Station de recherches avicoles. Centre de Tours-Nouzilly, 37380 Monnaie. 449 p.
- Thornton G. (2011). Managing the hatch window. Watt Poultry USA, March, 20-22.
- Tona K., Bamelis F., Coucke W., Bruggeman V. and Decuypere E. (2001a). Relationship between broiler breeder's age and egg weight loss and embryonic mortality during incubation in large-scale conditions. Journal of Applied Poultry Research, 10, 221-227.
- Tona K., Decuypere E. and Coucke W. (2001). Effects of strain, hen age and transferring eggs from turning to stationary trays after 15 to 18 days of incubation. British Poultry Science, 42, 5: 663-667.

- Tona K., Onagbesan O., De Ketelaere B., Decuypere E. and Bruggeman V. (2003). Effects of turning duration during incubation on corticosterone and thyroid hormone levels, gas pressures in air cell, chick quality and juvenile growth. Poultry Science, 82, 1974-1979.
- Tona K., Onagbesan O., De Ketelare B., Decuypere E. and Bruggeman V. (2004). Effects of age of broiler breeders and egg storage on egg quality, hatchability, chick quality, chick weight, and chick post-hatch growth to forty-two days. Journal of Applied Poultry Research, 13, 10-18.
- Tona K., Onagbesan O., Bruggeman V., Mertens K. and Decuypere E. (2005). Effects of turning duration during incubation on embryo growth, utilization of albumen, and stress regulation. Poultry Science, 84, 315-320.
- Van de Ven L. (2003). Storage of hatching eggs in the production process. International Hatchery Practice. 18 : 8, 27-31.
- Walsh T., Rizk R.E. and Brake J. (1995) Effects of temperature and carbon dioxide on albumen characteristics, weight loss and early embryo mortality of long stored hatching eggs. Poultry Science, 74, 1403-1410.
- Wilson H.R. (1991). Physiological requirements of the developing embryo: temperature and turning. In: Avian Incubation. Tullet S.G. editions, 145-156.
- Wilson H.R. (2004). Hatchability problem analysis. University of Florida. IFAS extension. 13 pp.
- Wineland M.J., Christensen V.L., Fairchild B.D. and Yildrim I. (2001). Effect of temperature and oxygen upon embryos during the plateau stage. Avian and Poultry Biology Reviews, 12, 4: 169-202.
- Yalçin S., Molayoğlu H.B., Baka M., Genin O. and Pines M. (2007). Effect of temperature during the incubation period on tibial growth plate chondrocyte differentiation and the incidence of tibial dyschondroplasia. Poultry Science, 86, 1772-1783.
- Yassin H., Velthuis A.G.J., Boerjan M., van Riel J. and Huirne R.B.M. (2008). Field study on broiler eggs hatchability. Poultry Science, 87, 2408-2417.

POLSKA
HUBBARD POLSKA SP. Z O.O.
PAWŁÓW TRZEBNICKI 71
55-110 PRUSICE
TEL. + 48 71 312 62 30
FAX + 48 71 312 62 67
e-mail: biuro@hubbard-polska.pl

www.hubbard-polska.pl