

QUALITE DU POUSSIN : INDICATEURS ET LEVIERS

Métayer-Coustard Sonia^{1*}, Béthuel Jean-Charles², Collin Anne¹, Le Bihan-Duval Elisabeth¹,
Puterflam Julie³, Travel Angélique³

¹ INRAE, Université de Tours, BOA, Nouzilly, France

² Aviagen, 49070 Beaucouzé, France

³ ITAVI, 7 rue du Faubourg Poissonnière 75009 PARIS
sonia.metayer-coustard@inrae.fr

RÉSUMÉ

La qualité du poussin est un enjeu important pour les filières, d'autant plus que la durée d'élevage est réduite et ne permet pas aux poussins de moindre qualité de pleinement récupérer après la phase de démarrage. Les attentes en termes de qualité peuvent sensiblement varier en fonction des acteurs de la filière (couver ou éleveur). La qualité du poussin peut être évaluée par l'observation visuelle de critères qualitatifs ou la mesure de critères quantitatifs, tels que ceux décrits dans les grilles de Pasgar ou Tona. Cette approche reste cependant assez subjective et dépendante de l'observateur. L'intégration de paramètres physiologiques constitue une nouvelle approche complémentaire, qui peut permettre de mieux prendre en compte le statut immunitaire et métabolique des animaux. Il est également nécessaire de mieux comprendre l'impact des phases précoces de développement et d'éclosion dans l'établissement de la qualité du poussin. Ainsi, de nombreux facteurs, depuis la gestion du troupeau de reproducteurs jusqu'à la mise en place des animaux, sont également susceptibles d'impacter fortement la qualité du poussin. Une bonne connaissance et maîtrise de ces facteurs d'amont permettra d'obtenir des lots de poussins plus homogènes et plus robustes. Une évaluation optimale de la qualité des poussins mis en élevage permettra à l'éleveur d'optimiser les conditions d'accueil des poussins et leur surveillance, préservant la santé et le bien-être ainsi que l'expression du potentiel de production des animaux.

ABSTRACT –

CHICK QUALITY: INDICATORS AND LEVERS

Chick quality is an important issue for the industry, especially since the rearing period is short and does not allow low quality chicks to fully recover after the start-up phase. Expectations in terms of quality can vary considerably depending on the actors in the sector (hatchery or breeder). Chick quality can be assessed by visual observation of qualitative criteria or by measuring quantitative criteria, such as those described in the Pasgar or Tona grids. However, this approach remains rather subjective and dependent on the observer. The integration of physiological parameters is a new and complementary approach, which may allow the immune and metabolic status of the animals to be better taken into account. There is also a need to better understand the impact of early development and hatching phases in establishing chick quality. Thus, many factors, from the management of the breeding flock to the placement of the animals, are also likely to have a strong impact on chick quality. A good knowledge and control of these upstream factors will make it possible to obtain more homogeneous and more robust batches of chicks. An optimal evaluation of the quality of the chicks reared will allow the breeder to optimise the conditions of reception of the chicks and their monitoring, preserving the health and well-being as well as the expression of the production potential of the animals.

INTRODUCTION

La qualité du poussin est une notion complexe, dépendant de nombreux facteurs en amont à l'accueil en élevage. Elle repose sur des critères de santé, de robustesse et de bien-être animal, socle de l'expression de leur potentiel génétique.

L'éclosion est une étape clé de transition dans la vie du poussin. C'est un processus très énergivore pour l'animal qui doit puiser dans ses réserves énergétiques afin de bécoter et sortir de la coquille. Dans l'œuf, le poussin bénéficie de tous les nutriments indispensables à son développement et à sa croissance, il est protégé par la coquille et les différents liquides de l'œuf, la température optimale nécessaire à son bon développement est apportée par l'incubateur. Après l'éclosion, les poussins sèchent dans l'éclosoir et reprennent des forces en puisant dans les réserves du vitellus (jaune). Mais ensuite de nouvelles étapes les attendent, ils sont triés, vaccinés et peuvent être sexés. Ils doivent ensuite attendre et être transportés avant leur mise en place dans des conditions d'ambiance parfois mal maîtrisées. Ces différentes étapes sont une source de stress non négligeable pour l'animal. Une fois dans le bâtiment d'élevage, les poussins doivent encore aller chercher à boire et à manger. Chez le poussin nouveau-né, les processus de digestion et d'absorption sont peu efficaces et bien qu'encore immatures au niveau digestif, ils subissent alors une transition alimentaire drastique puisqu'ils passent de nutriments de nature plutôt lipidique issus du jaune de l'œuf à des miettes solides riches en glucides et en protéines (Bigot et al., 2001). Leur système immunitaire est également immature puisqu'il ne bénéficie à l'éclosion que de l'immunité transmise par la poule via l'œuf, par un processus d'absorption des immunoglobulines à partir du vitellus. Leur propre immunité ne se développera que plusieurs semaines après l'éclosion (Lawrence et al., 1981). Pendant les premiers jours post-éclosion, la régulation de la température corporelle et les mécanismes de rétrocontrôles hormonaux ne sont pas encore complètement fonctionnels (Dunnington et Siegel, 1984). Les poussins ne peuvent pas thermoréguler efficacement avant environ 4 jours. L'ensemble de ces facteurs explique que la première semaine de vie soit aussi délicate à gérer.

Aujourd'hui, l'état du poussin (communément qualifié par sa qualité) apparaît donc comme un levier d'amélioration à investiguer. La qualité du poussin est plus importante à considérer dans la filière des poulets de chair, dont la durée d'élevage est beaucoup plus courte que pour celle des poules pondeuses. Ainsi, pour le poulet de chair à croissance rapide, abattu à 5-6 semaines, le développement embryonnaire (21 jours) et la période postnatale (7 premiers jours) représentent plus de 40% de la vie de l'animal. Un poussin de moindre qualité démarrera plus lentement

et tout retard de développement précoce ne sera pas rattrapé.

Le phénomène est plus marqué pour les souches actuelles de poulets à croissance rapide qui mobilisent rapidement une part de leur métabolisme pour la croissance, devenant plus sensibles à certains pathogènes (de type E. Coli, entérocoques), à la température du bâtiment (suffisante et homogène) ou à la qualité de l'eau par exemple. Ces différents facteurs éprouvent les poussins au démarrage et sont les principales causes de mortalité et d'utilisation d'antibiotiques en production de volailles. L'amélioration de la qualité du poussin est une des voies pour diminuer l'usage des intrants médicamenteux en élevage, enjeu fort de santé publique et environnementale, et plus largement pour contribuer à la préservation de la santé et du bien-être de l'animal. Ceci passe par le développement d'outils d'évaluation, puis la mise en place de leviers d'amélioration, qui font l'objet de cette synthèse.

1. QUALITE DU POUSSIN : DEFINITION ET INDICATEURS

1.1. Définition de la qualité des poussins sur le terrain

La définition de la qualité pourra sensiblement varier en fonction de l'interlocuteur auquel nous nous adressons. L'objectif principal d'un couvoir est d'optimiser l'éclosabilité et d'obtenir un grand nombre de poussins homogènes, éclos dans une fenêtre de temps étroite et sans défaut. Au couvoir, un poussin de bonne qualité est de bonne conformation, sec, propre, exempt de trace de contamination et de lésion, avec une bonne vitalité et un ombilic cicatrisé, sans résidu de vitellus ou de membrane. Les éleveurs demandent au couvoir des poussins ayant une bonne viabilité. Pour l'éleveur, un poussin de bonne qualité s'est développé de manière optimale pendant l'incubation, est en bonne santé à l'arrivée sur l'élevage et capable d'exprimer son potentiel de croissance (gain de poids quotidien, rendement en filet...). Il est robuste et permettra l'obtention de produits de qualité. L'éleveur se fonde beaucoup sur des critères sensoriels tels que l'apparence, les odeurs, les vocalises et la température des pattes (par le toucher des pattes sur la joue) pour évaluer l'état des poussins. Celle-ci est aussi appréciée au travers du contrôle du jabot plein 6h post-mise en place, de la mesure de la viabilité, de la croissance et de l'homogénéité des animaux à 10 jours.

1.2. Evaluation fine de la qualité des poussins

La qualité des poussins peut être évaluée grâce à une liste d'indicateurs dont les déterminants sont complémentaires comme l'activité et la réactivité des poussins, l'état de l'ombilic, l'état du duvet, la couleur et l'état des pattes, et d'indicateurs quantitatifs comme le poids du poussin à l'éclosion, le

poids du vitellus résiduel et la longueur du poussin (Boerjan et al., 2002 ; Tona et al., 2003 ; Meijerhof, 2009). Elle peut également intégrer des indicateurs de performance sur la première semaine de vie des poussins (viabilité, poids et homogénéité).

1.2.1. Appréciation qualitative de la qualité du poussin

La méthode la plus commune pour évaluer la qualité est basée sur la notation d'une série d'indicateurs visuels qui donnent une appréciation générale de l'état du poussin. La couleur du plumage, la qualité de l'ombilic et l'activité sont les principaux indicateurs de l'aspect physique des poussins d'un jour. Une centaine de poussins est nécessaire pour évaluer la qualité des poussins d'un lot. Cette méthode est seulement qualitative et les indicateurs sont subjectifs et fortement opérateur dépendant. Des comparaisons entre lots, jours et personnes sont compliquées.

La couleur du poussin peut être un bon indicateur de leur qualité. Les poussins de moindre qualité présentent un duvet jaune pâle à blanc (Meijerhoff, 2005). Le vitellus ou jaune de l'œuf est une source de pigments influençant la couleur du duvet du poussin éclos. Un jaune foncé serait une indication d'une bonne absorption et utilisation du jaune (Petek et al., 2010). Le jaune étant aussi une source de nutriments, d'énergie et d'immunoglobulines pour l'embryon, on comprend mieux la relation couleur du duvet/qualité de poussin. Cet indicateur peut être biaisé si le couvoir utilise du formaldéhyde pour désinfecter les œufs à couvrir, car ce produit donne une couleur jaune plus foncé au duvet des poussins éclos (Ceva santé, 2006).

Le poussin doit présenter une bonne conformation du corps, des pattes et doigts (fermes et droits), et du bec (Ipek et Sözcü, 2013). Il ne doit pas montrer de détresse respiratoire (Decuyper et Bruggeman, 2007) et être alerte et curieux pour explorer son environnement. L'animal sera alors capable d'aller rapidement manger et boire (Meijerhof, 2005).

L'ombilic doit être propre et cicatrisé avec aucun résidu de jaune ni de membrane sèche qui en ressortent pour minimiser les risques d'infection, notamment par *E. Coli* (Meijerhoff, 2005a ; Decuyper et Bruggeman, 2007 ; Preez, 2007). Un ombilic non cicatrisé peut conduire à une forte mortalité (5-10%) au cours de la première semaine avec un pic autour de 5-7 jours (Hjelm, 2018). En général, la mortalité au démarrage est de l'ordre de 2% avec une variabilité importante en fonction des lots (0 à 10% sur 50 lots suivis) (Rousset et al., 2017). Différents facteurs peuvent impacter cette mortalité sur la première semaine de vie (souche, âge des reproducteurs, temps de stockage des œufs, sexe des poussins, transport...) (Yerpes et al., 2020 ; 2021).

1.2.2 Appréciation quantitative de la qualité du poussin

Plusieurs méthodes quantitatives sont décrites dans la littérature. La méthode choisie dépend du but de l'évaluation et du temps disponible à y consacrer. En effet, l'échantillonnage, la précision et le temps nécessaire entre les méthodes sont différents. Une bonne façon de mesurer la qualité est une combinaison d'indicateurs visuels du poussin associée à des indicateurs de performance, comme le poids ou la longueur du poussin (Tona et al., 2003 ; Meijerhof, 2005b ; Ipek et Sözcü, 2013 ; Ould-Ali et Schulte-Brügge, 2015).

À l'éclosion, le poids de l'animal peut constituer un indicateur de qualité, toutefois il prend en considération le poids de l'animal et le jaune résiduel qui, lui, ne peut être évalué sur l'animal vivant. Un poussin lourd est de bonne qualité sauf si son jaune résiduel est important car cela traduit une mauvaise utilisation de cette ressource riche en énergie et en immunoglobulines. Le jaune résiduel peut représenter 8-10% du poids de l'animal pour des Ross 308. De plus, le poids du poussin dépend fortement de l'âge des reproductrices, il est donc conseillé de le comparer à celui référencé dans les guides des sélectionneurs. La pesée de 70 animaux est suffisante pour apprécier cet indicateur dans la mesure où les poids des poussins sont homogènes à l'échelle du lot.

Le poids du poussin sans son jaune résiduel (en anglais : Yolk-Free Body Mass, YFBM) est un meilleur indicateur du développement du poussin que son poids (Preez, 2007). Le poids du jaune résiduel est soustrait au poids de l'animal. Cinquante animaux sont suffisants pour évaluer cet indicateur à l'éclosion. Un fort YFBM indique un bon développement du poussin pendant l'incubation. Cette méthode est précise pour évaluer la qualité des poussins mais elle est chronophage et demande à euthanasier des poussins.

La longueur du poussin est un autre indicateur qui peut être mesuré. Il serait un meilleur prédicteur de la performance de l'animal que de sa survie sur la première semaine. En effet, une corrélation a été mise en évidence entre la longueur du poussin à J0 et le poids de l'animal à 6 semaines (Wolanski et al. 2004, Molenaar et al 2008). Les poussins plus longs auraient aussi des organes mieux développés (Petek et al. 2010). Par conséquent, l'oxygène et les nutriments sont transportés et distribués plus efficacement aux organes comme le cœur, le foie ou la rate, plus gros chez les poussins plus longs. Ceci est également favorable au maintien de l'homéostasie corporelle et aux défenses immunitaires. Comme pour le poids du poussin, l'âge du lot de reproductrices doit être pris en considération. La mesure de la longueur du poussin reste très observateur-dépendante.

Le rendement permet d'apprécier la perte de poids au cours de l'incubation (ratio du poids de poussin/poids

initial de l'œuf). Cette mesure doit être réalisée sur un minimum de 60 œufs et poussins respectifs pour être précise. En pratique, dans les couvoirs le rapport est réalisé sur le poids moyen des poussins/ poids moyen des œufs sur un même plateau. L'objectif à atteindre est de 67-68 %. Au cours de l'incubation, une perte de poids de 10-14% par rapport au poids initial de l'œuf serait optimale pour l'obtention d'un poussin de bonne qualité (Ar et Rahn, 1980).

Les grilles de notation de Tona (Tona et al., 2003) et Pasgar (Boerjan, 2006) sont des systèmes de scores pour transformer des mesures qualitatives en scores quantitatifs et prédire la survie et la performance du poussin (Decuyper et Bruggeman 2007). Ces critères prédisent bien la survie du poussin la première semaine de vie de l'animal. En revanche, la relation avec les performances comme la croissance quotidienne est moins claire. Le score de Pasgar est basé sur l'évaluation des réflexes, l'apparence de l'ombilic, du bec, des pattes et du sac vitellin. Un poussin de 1j de bonne qualité présente un score total de 10. Pour chaque paramètre anormal, un point est retiré au score total (Boerjan, 2006). Pour le score de Tona, compris entre 0 et 100, les paramètres pris en compte sont l'activité, l'apparence du duvet, la résorption du jaune, les yeux, les pattes, la région de l'ombilic (ouverture et couleur, membrane et jaune résiduels). Une pondération des paramètres est appliquée en fonction de leur importance à dire d'experts. Dans cette grille, les yeux, les pattes et le jaune résiduel ont le plus fort impact. Pour un score maximal, les yeux doivent être ouverts et brillants et les poussins doivent pouvoir bien se tenir sur leurs pattes non inflammées ni abîmées et ne doivent pas avoir de jaune résiduel (Tona et al. 2003). Des anomalies autour de l'ombilic impactent fortement la survie et la croissance du poussin. Cette méthode de scores doit être réalisée sur 100 poussins et reste malgré tout encore subjective.

La qualité des poussins reste donc difficile à définir objectivement (Willemsen et al., 2008) et ces indicateurs ne sont pas suffisants pour évaluer de manière précise, fiable et reproductible la qualité des poussins. Il est donc nécessaire de rechercher des indicateurs complémentaires. Par exemple, la température des poussins peut être mesurée au niveau cloacal. Un poussin de bonne qualité sera un poussin capable de thermoréguler son organisme et de maintenir une température idéale comprise entre 39,5 et 40,5°C dans les premiers jours de vie.

Les jeunes poussins âgés de 2 ou 3 jours possèdent environ 5 cris : vocalisations de confort, de blottissement, de détresse, trille de plaisir ou de peur (Collias, 1953 ; Marx et al., 2001). Le type de vocalisations émises par les poussins dès l'éclosion et leur volume sonore pourraient être de bons candidats pour caractériser, de manière complémentaire, la qualité des poussins (Michaud et al., 2019). En effet, les vocalises constituent des indicateurs précoces, non

invasifs, à mesurer directement sur les animaux en groupe.

Pour choisir la bonne méthode d'évaluation de la qualité des poussins, il est important d'en fixer clairement l'objectif (activité, homogénéité de poids, développement) et de considérer le temps disponible car l'échantillonnage et le temps nécessaire diffèrent d'une méthode à l'autre.

2. FACTEURS IMPACTANT LA QUALITE DU POUSSIN

Le déterminisme de la qualité des poussins est multifactoriel. Concernant les conditions de pré-incubation ou d'incubation, elles peuvent impacter à la fois le développement embryonnaire, la qualité du poussin, et ses performances ultérieures.

2.1. Conditions de pré-incubation

Les facteurs de pré-incubation tels que la souche des animaux, l'âge des poules reproductrices, leur alimentation, la santé du troupeau, la durée et/ou la température de stockage des œufs à couvrir (OAC) sont autant de facteurs qui peuvent impacter la qualité de l'œuf, le développement embryonnaire et par conséquent la qualité du poussin éclos, ainsi que sa viabilité au cours de la première semaine de vie (Yassin et al., 2009).

L'embryon est complètement dépendant pour sa croissance et son développement des nutriments déposés dans l'œuf par la mère. Par conséquent, le statut physiologique et la qualité du poussin à l'éclosion sont fortement influencés par l'âge et la nutrition des reproductrices.

La qualité du poussin commence par la qualité de l'œuf à couvrir et en premier lieu la barrière naturelle que constitue la coquille. Celle-ci représente jusqu'à 10-11% du poids total de l'œuf. C'est à la fois une protection mécanique, mais aussi une barrière vis-à-vis des microorganismes, ou encore une source de calcium pour l'embryon et elle permet les échanges gazeux à travers la membrane. Une coquille fine présentant des fêlures sera plus fragile et laissera la possibilité aux pathogènes d'entrer dans l'œuf (Moyle et al., 2008). En absence de fêlure, un œuf avec une coquille fine sera plus sujet à la déshydratation, et une forte perte d'eau pendant l'incubation pourra entraîner de la mortalité embryonnaire. Les poussins issus de ces œufs présenteront une viabilité plus faible, un démarrage lent et de moindres performances (Moyle et al. 2008). Selon l'âge du troupeau (Ulmer-Franco et al., 2010) ou le génotype des poules reproductrices (Wolanski et al., 2007), les OAC seront de taille et de composition différente (% de coquille, de vitellus ou albumen). Le vitellus est une source d'énergie et d'immunoglobulines essentielle pour les embryons. Il contient aussi des molécules liposolubles telles que les vitamines A, D, E et les caroténoïdes. Ces derniers proviennent exclusivement de l'alimentation

maternelle. Des molécules possédant un potentiel antimicrobien sont également présentes dans le jaune d'œuf (Bourin et al., 2011).

Le transport des OAC est également une étape qu'il ne faut pas négliger. Une mauvaise maîtrise de l'ambiance du camion et les vibrations mécaniques sont aussi susceptibles de provoquer une baisse d'éclosabilité et de qualité des poussins éclos (Donofre et al., 2017 ; Yerpès et al., 2021).

La durée (>7j) et la température de stockage des œufs sont deux facteurs qui impactent directement la qualité du poussin (Samli et al., 2005 ; Onbasilar et al., 2007 ; Jin et al., 2011 ; Yimenu et al. 2018 ; Hemin et Khasraw, 2019 ; Nasri et al., 2020). Un stockage trop long des œufs et/ou dans des conditions mal contrôlées de température impactent le pH et la qualité de l'albumen, générant des conditions défavorables pour la qualité du poussin.

2.2. Conditions d'incubation

Les conditions d'incubation doivent être adaptées selon la génétique des animaux. La température d'incubation (Piestun et al. 2008; Loyau et al. 2015; Nyuiadzi et al., 2020); l'hygrométrie (Bruzual et al., 2000), la lumière (Rozenboim et al. 2004), le son et les vibrations (Mariette et Buchanan, 2016), les gaz (CO₂ et O₂; Molenaar et al., 2011 ; Amaral-Silva et al. 2017; Haron et al., 2017 ; Druyan et al., 2018) ou bien encore les odeurs (Bertin et al., 2012) peuvent avoir un impact sur le développement, la physiologie dont la thermorégulation, la qualité du poussin, la santé ou le comportement ultérieurs des oiseaux. La température constitue un des facteurs les plus importants. D'après Lourens et al. (2005), la température de coquille optimale serait de 37.8°C pendant l'incubation. Une mauvaise maîtrise de cette température de coquille (niveau et stabilité) impacte le développement des organes, la croissance de l'embryon et la qualité du poussin avec des répercussions à plus long terme sur les performances de croissance et les rendements à l'abattage (Wilson et al., 1991).

Les conditions optimales d'hygrométrie seraient entre 40 et 70% (Preez, 2007). Une mauvaise cicatrisation de l'ombilic peut être due à une température et une hygrométrie non optimales dans l'éclosoir et à une éclosion tardive. L'activité du poussin peut aussi être impactée par la température et l'hygrométrie pendant l'incubation (Meijerhof, 2005a).

La ventilation est aussi très importante. Elle permet d'éviter l'accumulation de CO₂ dans l'incubateur. Les niveaux de CO₂ conseillés sont compris entre 0,1 et 0,4%. Peu d'oxygène et beaucoup de CO₂ peuvent induire une accumulation de liquide autour de l'embryon (Deeming, 2000). Une bonne ventilation permet en outre de prévenir une production excessive de chaleur par l'embryon pendant l'incubation.

Enfin, le retournement des œufs est indispensable pour le développement des membranes extra-embryonnaires. L'absence de retournements induit des malpositions d'embryons, des retards de croissance, une utilisation moindre du vitellus et de l'albumen, de moins bons échanges gazeux et par conséquent une moins bonne éclosabilité avec souvent une éclosion plus tardive (Deeming, 2000).

2.3 Gestion des poussins éclos

Les facteurs post-éclosion tels que le tri, le sexage, la pesée, la vaccination, les conditions d'ambiance et le temps d'attente des poussins après éclosion, les conditions de transport et le temps entre l'éclosion et la première alimentation sont autant de facteurs qui affectent la qualité du poussin (Tona et al., 2003 ; Decuypere and Bruggeman, 2007 ; Mitchell, 2009 ; Yassin et al., 2009 ; Tumova and Gous, 2012, Goliomytis et al., 2015). Outre l'impact direct sur la qualité des poussins, ces facteurs peuvent avoir des conséquences sur leur état de bien-être, de santé et sur leurs performances ultérieures (Bigot et al., 2001 ; Goerlich et al., 2012 ; Bergoug et al., 2013).

Les poussins d'un jour n'étant pas capables de réguler leur température corporelle, il est indispensable de pré-chauffer le bâtiment 48h (en été) ou 72h (en hiver) avant l'arrivée des poussins, afin de s'assurer que le bâtiment et la litière sont bien chauds. La zone de température de confort est très étroite (32- 34°C à 50% d'hygrométrie). En dessous de 32°C, les poussins se refroidissent et pour limiter les pertes de chaleur se regroupent les uns contre les autres, la répartition des poussins dans le bâtiment n'est pas homogène. Il est indispensable de contrôler et d'enregistrer la température, l'hygrométrie et la ventilation dans le bâtiment, à hauteur des animaux et d'observer le comportement des poussins (position et regroupements, piaillage, attitude, alimentation et abreuvement). Le teneur en CO₂ doit être inférieure à 3000 ppm, avec un renouvellement d'air de 3m³/h et une vitesse d'air inférieure à 0,1m/s. Le réglage des équipements doit être adapté en fonction du comportement et du développement des animaux.

Les poussins doivent avoir un accès facile à l'eau et à l'aliment dès leur mise en élevage. En effet, l'alimentation précoce du poussin stimule le développement du système digestif du poussin et favorise la résorption du sac vitellin contenant nutriment, énergie et immunoglobulines (Bigot et al., 2001). Le sol doit être couvert avec de nombreux points d'alimentation dès l'arrivée des poussins, et placés à proximité des points d'abreuvement. Il est recommandé de poser de l'aliment au sol sur des papiers dédiés représentant environ 40g/poussin.

L'eau est essentielle car les oiseaux boivent jusqu'à 4 fois plus qu'ils ne mangent les deux premiers jours (source Hatchtech). Cette consommation d'eau est variable selon l'âge et le système d'abreuvement. Des abreuvoirs supplémentaires doivent être mis en place

dans les premières 24-72 heures. Vingt-quatre heures après la mise en place des animaux, au moins 96% des poussins doivent avoir le jabot plein d'aliment et d'eau. Dans le cas contraire, les points d'alimentation, la qualité et la disponibilité en eau, les conditions d'ambiance (température, intensité lumineuse) et l'état sanitaire des poussins doivent être vérifiés. Au regard du volume important ingéré par les poussins les premiers jours de vie, la qualité bactériologique de l'eau doit être assurée via des purges régulières et la désinfection de l'eau d'abreuvement.

3. LEVIERS POUR AMELIORER LA QUALITE DES POUSSINS

Des leviers peuvent être activés au niveau de la sélection, de l'élevage des reproducteurs, de l'incubation, du transport et de l'élevage des poussins. Ils ont pour objectif d'optimiser à la fois les performances d'éclosion et la robustesse des poussins, mais aussi les performances zootechniques, la santé et le bien-être des animaux tout au long de la phase d'élevage.

3.1. Leviers génétiques

Le rôle de la génétique dans le déterminisme de la qualité des poussins est peu documenté. Certains auteurs ont montré, en comparant des lignées de poulet de chair standard, Label et expérimentales porteuses du gène du nanisme, que la variabilité inter lignées génétiques de la qualité des poussins, évaluée au travers des critères visuels qualitatifs, n'était pas significative (Tona et al., 2004). En revanche, Wolanski et al. (2007) ont comparé un indicateur quantitatif de cette qualité, à savoir le poids du vitellus résiduel, entre 10 génotypes purs et commerciaux de poulet de chair. Leurs résultats montrent une variabilité non-négligeable entre génotypes pour ce critère de qualité mesuré à l'éclosion ainsi qu'à 14 jours d'âge. L'étude du déterminisme génétique de la qualité du poussin en lignées pures pourrait permettre d'identifier des indicateurs ou biomarqueurs d'intérêt pour la sélection de ce caractère.

3.2. Gestions des reproducteurs

L'alimentation des reproductrices impacte fortement la qualité de l'œuf initiale et par voie de conséquence la qualité et les performances du poussin (Chang et al., 2016). Pour ce qui est de l'apport protéique par exemple, une relation entre le niveau de protéine fourni aux reproductrices et le poids des poussins est bien établi. Plus récemment, il a été montré que des régimes équilibrés avec moins de protéines, administrés à des femelles, impactaient négativement les performances de reproduction et modifiaient la composition des œufs mais amélioraient les performances des descendants (Lesuisse et al., 2017). Les auteurs ont également pu mettre en évidence des effets multigénérationnels de ce type de régime sur les

performances des descendants (Lesuisse et al., 2018a et 2018b ; Li et al., 2018).

L'impact de l'apport énergétique n'est pas aussi bien défini que celui des protéines. Les lipides sont les éléments nutritifs majeurs du jaune, disponibles pour l'embryon en développement. L'oxydation des acides gras couvre pratiquement toute la demande énergétique de l'embryon. Ils sont donc essentiels pour le développement embryonnaire, la croissance de l'oiseau, le développement de son système nerveux central et de son système immunitaire (Noble et al., 1984 ; Ding and Lilburn, 1996 ; Cherian, 2015). Chez la poule, Menge et Richarson (1968) ont montré que des déplétions en acides gras essentiels, comme l'acide linoléique, provoquaient des éclosions plus tardives et que les descendants présentaient une croissance plus lente par rapport à un groupe contrôle. Un apport suboptimal en acides gras insaturés peut donc fortement impacter la qualité du poussin. Des variations de la composition et de l'équilibre en acide gras dans le jaune peuvent non seulement avoir des répercussions sur l'éclosabilité, le développement du tractus gastro-intestinal, la croissance et les performances des descendants mais aussi sur leur immunocompétence (Wang et al., 2004 ; Koppenol et al., 2015 ; Thanabalan et Kiarie, 2021). En élevage, les canards peuvent exprimer des comportements délétères tels que le nervosisme et le picage. L'enrichissement en AGPI n-3 LC de l'aliment des canes réduit aussi la fréquence et la gravité du picage chez les canetons. Une moindre hyperactivité et une moindre réactivité au stress des canetons issus de ces canes ont donc été observées (Baéza et al., 2017).

L'apport de minéraux tels que le calcium, le phosphore, le sodium, le potassium le magnésium et le chlore est également important du fait de leur implication dans la formation de la coquille. Une augmentation de qualité de coquille conduit en général à des œufs et à des poussins de meilleure qualité. L'apport de phosphore dans l'alimentation maternelle assure par ailleurs une bonne intégrité des os dans les stades précoces du développement du poussin.

Les antioxydants sont actuellement inclus et incontournables dans l'alimentation des volailles pour lutter contre les effets délétères des radicaux libres produits et du stress oxydant qui sont des problèmes bien connus de la production de volaille de chair (Surai, 2020). Des antioxydants naturels comme la vitamine E, le sélénium ou les caroténoïdes jouent des rôles importants dans la reproduction aviaire en maintenant les défenses antioxydantes des spermatozoïdes et des tissus des embryons (Surai et al., 2006). Les antioxydants tel que le sélénium, la vitamine E ou les caroténoïdes ajoutés dans les régimes des reproductrices sont transférés dans l'œuf puis dans les embryons (Surai, 2002). Le sélénium peut être augmenté d'un facteur 5 à 10 et sa teneur sera supérieure dans le blanc d'œuf. Il a été montré que l'injection de sélénium dans l'amnion des œufs en

développement peut être bénéfique pour améliorer les réponses immunitaires et antioxydantes chez les poussins éclos et exposés ensuite aux pathogènes responsables de l'entérite nécrotique.

Les vitamines sont impliquées dans beaucoup de voies métaboliques, et impactent le développement embryonnaire. Des carences en vitamines altèrent à la fois les performances des parents mais aussi celles de la descendance. L'apport de niveaux plus élevés de vitamine B et E augmenteraient la viabilité des poussins et leur croissance précoce.

Si on raisonne en quantité d'aliment, il est clairement établi qu'il ne faut pas sous-alimenter les reproductrices en début de production car cela impacte négativement la qualité des poussins. Une restriction alimentaire avant le début de la maturité sexuelle, par exemple, peut affecter toute une gamme d'hormones circulantes comme les hormones thyroïdiennes ou les hormones somatotropes (Bruggeman et al., 1999), or ces hormones influencent les performances ultérieures de la descendance. D'autres modifications hormonales dans l'œuf ont été mises en évidence dans le cadre de programmes de distribution de régimes à faible teneur en protéines (Rao et al., 2009). Ce régime, modifiait à la fois le taux de ponte et le poids des œufs mais aussi la quantité de leptine dans le jaune ainsi que l'expression d'un certain nombre de gènes au niveau du sac vitellin, de l'hypothalamus ou du muscle *Pectoralis major* des descendants. Les poussins présentaient un poids plus faible à l'éclosion mais une croissance post-éclosion plus rapide.

Des effets maternels ont aussi été décrits sur le développement et la composition corporelle de poussins, issus de mères rationnées, ou nourries ad libitum (van der Waaij et al., 2011).

3.3. Stockage des OAC et incubation

Tout ce qui pourra concourir à l'homogénéité des OAC sera un facteur d'amélioration qualitatif, notamment en réduisant la fenêtre d'éclosion. Les leviers testés pour rétablir une qualité de poussin optimale sont d'une part l'ambiance de stockage des œufs, et d'autre part des traitements appliqués aux œufs en cours de stockage s'ils doivent être stockés longtemps. Pour les œufs embryonnés de dindons, par exemple, les œufs peuvent être pré-incubés à 37,5°C pendant 12h. Ce traitement permet à l'embryon d'atteindre un stade de développement (stade XI), qui augmente la survie pendant le stockage. De la même façon, de nouvelles stratégies de stockage des œufs embryonnés sont testées chez le poulet. Les œufs peuvent être stockés à différentes températures : plus fraîche (11,5°C) pour limiter la mort des cellules embryonnaires, plus élevée (18°C) avec des traitements de préchauffage (4 heures entre 32 et 35°C) à 6 et 10 jours après la ponte pour que l'embryon atteigne un stade de développement

embryonnaire robuste (SPIDES). Ces traitements permettent de diminuer la mortalité embryonnaire pendant le stockage et l'incubation et ont amélioré la qualité des poussins éclos en comparaison d'une température de stockage fixe à 18°C (Tona et al., 2003 ; Dymond et al., 2013 ; Gucbilmez et al., 2013 ; Pokhrel et al. 2017).

3.4. Gestion des poussins depuis l'éclosion jusqu'à leur mise en place en bâtiments d'élevage

Les premières heures après l'éclosion sont critiques et stressantes pour les animaux qui sont manipulés pour être vaccinés, mis en boîte en attendant d'être transportés jusqu'à la ferme où ils auront accès à l'eau et l'aliment (Bergoug et al., 2013). Elles sont d'autant plus difficiles pour les poussins issus d'œufs de reproducteurs de début ou de fin de ponte (Yassin et al., 2009). L'environnement des poussins pendant l'attente au couvoir et le transport vers l'élevage devra permettre de préserver leur intégrité. Un poussin dont l'intégrité physique a été préservée sera un poussin plus robuste. Pour les transports longs ou les transports de poussins futurs reproducteurs, des suppléments à humidifier, ou des gels riches en protéines digestibles, vitamines, énergie, acides aminés, acides gras peuvent être ajoutés dans les boîtes de transport pour aider les poussins à s'alimenter et s'hydrater et ainsi favoriser la maturation de leur tube digestif.

Il est essentiel pour le processus de démarrage de mesurer la température des oiseaux et de gérer la température dans le bâtiment. La température des poussins devrait être surveillée pendant les trois ou quatre premiers jours. Les heures suivant l'éclosion, les paramètres chimiques de l'environnement ainsi que l'ambiance doivent être bien maîtrisés, avec une température de 32-34°C et une hygrométrie de 55-65% (de Gouw et al., 2017). Les poussins issus de jeunes parentales sont plus petits et ont besoin d'une température plus élevée que les poussins issus des parentales plus âgées, environ 1°C de plus pendant les premiers 7 jours. La règle principale sera de toujours adapter et optimiser les conditions d'ambiance à la qualité et l'homogénéité du lot reçu.

Pour améliorer l'environnement et le bien-être des poussins après l'éclosion, certains couvoirs disposent d'un système permettant d'alimenter et d'abreuver directement les poussins nouvellement éclos et de les garder à la bonne température, avec de la lumière (par exemple : HatchCare ou HatchBrood développé par HatchTech). Les poussins seront ensuite transportés vers leurs bâtiments d'élevage à 4 jours d'âge.

3.5. Eclosion à la ferme

L'éclosion à la ferme est utilisée en poulet de chair bien qu'elle demande davantage de dépenses de chauffage, de temps de travail et d'attention de l'éleveur. Ces conditions d'éclosion, favorables au

bien-être animal, sont en plein développement dans de nombreux pays européens. L'éclosion des poussins en bâtiments d'élevage repose sur le transfert des œufs embryonnés à 18 jours vers le bâtiment permettant au poussin un accès à l'aliment et à l'eau dès l'éclosion. Tous les bâtiments ne se prêtent pas à l'éclosion à la ferme car ils doivent être bien isolés pour maintenir une température constante de 35°C.

Il existe plusieurs systèmes d'éclosion à la ferme : les systèmes avec installation permanente dans le bâtiment de type X-Treck (Vencomatic), "écloferme", Patio ou FarmChick, ou bien encore des systèmes flexibles de type Nestborn ou One2Born (van de Ven et al., 2009 ; 2011 ; Giersberg et al., 2021). Le bâtiment doit être propre, préalablement chauffé à une température avoisinant 35°C en ambiance. L'éclosion à la ferme se déroule comme au couvoir. Les premiers poussins éclos peuvent aller boire et manger sans attendre et aucun n'a connu de manutention au couvoir ni de transport ce qui limite beaucoup le stress de démarrage. D'après Van Meirhaeghe H. (Filières Avicoles, 05/2021), avec ces systèmes, les poussins naissent à leur rythme, ils sont plus calmes, après l'éclosion, ils se reposent, se sèchent, avant d'aller boire et manger. A contrario au couvoir, les poussins juste éclos et manipulés piaillent, ce qui peut être interprété comme un signe de stress. L'éclosion à la ferme permet souvent d'obtenir de meilleures performances avec des indices de consommation 2 à 4% moins élevés, et des animaux en meilleure santé, affichant une baisse de 50 % de la nécessité d'avoir recours à un traitement antibiotique. Moins de pododermatites sont aussi observées, ce qui est un signe d'une litière plus sèche potentiellement expliquée par une meilleure santé intestinale.

Bien que les études montrent que cette solution est globalement bénéfique du point de vue de la santé et des performances (une réduction de l'utilisation des antibiotiques et des traitements contre la coccidiose, un à deux points d'indice de consommation, moins de stress pour les animaux) (van de Ven et al., 2009 ; 2011). Dans le contexte français, l'occupation du bâtiment pour les 3 jours d'éclosion, réduit au final le nombre de cycles par an pour l'éleveur. Le système d'éclosion à la ferme est un système très prometteur sur le plan du bien-être animal et des performances, mais il est gourmand en énergie, il faut donc envisager ces éclosions à la ferme dans des bâtiments récents et bien isolés. Les systèmes X-treck et Nestborn sont présents en France, mais le retour sur investissement est compliqué car il n'y a pas de valorisation sur le produit. Le déploiement de ces systèmes est plus important à l'étranger car leur cahier des charges oblige l'accès à l'eau et à l'aliment dans les 24 heures. Cette solution plus respectueuse du bien-être des poussins véhicule une image positive du métier d'éleveur et de la production de volailles de chair.

CONCLUSION

La qualité de poussin est un enjeu de filière. Le temps de formation de l'œuf à couvrir et de formation du poussin est aujourd'hui équivalent à la durée d'élevage du poulet standard. Il est donc nécessaire d'investir autant d'attention dans les étapes de formation et d'éclosion du poussin que dans les phases d'élevage du poulet de chair. La connaissance par l'éleveur de l'âge des reproductrices, l'heure et la durée d'éclosion et le temps de transport lui permettrait de mieux anticiper les conditions sanitaire et thermique pour l'accueil des poussins et leur surveillance ultérieure. Il convient maintenant de trouver comment aider les éleveurs à évaluer la qualité des poussins à leur arrivée. Les voies d'amélioration actuelles sont de développer des outils pratiques faciles d'utilisation pour une évaluation rapide et répétable de la qualité des poussins reçus par les éleveurs.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Amaral-Silva L.D. et al., 2017. *Comp Biochem Physiol A Mol Integr Physiol.*, (207), 93-99
- Ar A. et Rahn H., 1980. *Am. Zool.*, (20), 373-384
- Baéza E. et al., 2017. *Poult. Sci.*, 96(9), 3176-3187
- Bergoug H. et al., 2013. *Poult. Sci.*, 92(12), 3300-3309
- Bertin et al., 2012. *Chemical senses*, 37(3), 253-261
- Bigot et al., 2001. *INRAE Productions Animales*, 14(4), 219-230
- Boerjan M.L. et al., 2002. *Avian and Poultry Biology Reviews*, (13), 237-238
- Boerjan, M.L., 2006. *Australian Poultry Science Symposium*. (18), 174-181
- Bourin M., 2011. In: *Thèse de l'Université François Rabelais de Tours*, 23-48
- Bruggeman V. et al., 1999. *Poult. Sci.*, 78(10), 1424-34
- Bruzual J.J. et al., 2000. *Poult. Sci.*, 79(6), 827-830
- Ceva santé, 2006. *Hatchery expertise online*, (6)
- Chang A. et al., 2016. *Animal Production Science* 2016, 56(8), 1254-1262
- Cherian G., 2015. *J. Anim. Sci. Biotechnol.*, 6(1), 28.
- Collias N. et Joos M., 1953. *Behavior*, (5), 175
- Decuyper E. et Bruggeman V., 2007. *Poult. Sci.*, 86(5), 1037-1042
- Deeming D.C. 2000. *World's Poult Sci J.* (11), 34-35.
- de Gouw P. et al., 2017. *Research in Veterinary Science*, (112), 201-207
- Ding S.T., Lilburn M.S., 1996. *Poult. Sci.*, 75(4), 478-83
- Donofre et al., 2017. *Journal of Agricultural Engineering*, (48), 593
- Druyan et al., 2018. *Poult. Sci.*, 97(6), 1961-1967
- Dunnington E.A. et Siegel P.B., 1984. *Poult. Sci.*, 63(7), 1303-1313
- Dymond J. et al., 2013. *Poult. Sci.*, 92(11), 2977-2987
- Giersberg M.F. et al., 2021. *Poult. Sci.*, 100(3), 100946
- Goliomytis M. et al., 2015. *Poult. Sci.*, 94(9), 2257-2265
- Goerlich V.C. et al., 2012. *Horm. Behav.*, 61(5), 711-718
- Guchilmez et al., 2013. *Poult. Sci.*, 2(12), 3310-3313
- Haron et al., 2017. *Comparative biochemistry and physiology. Part A, Molecular & integrative physiology*, (203), 32–39
- Hemin N.M. et Khasraw A.A., 2019. *Applied ecology and environmental research*. 17(5), 12419-12439
- Hjelm C., 2018. In : *Degree project in Animal Science*. <http://stud.epsilon.slu.se>.
- Ipek A. et Sözcü A., 2013, *Journal of Agricultural Faculty of Uludag University*, 27(2), 131-137
- Jin Y.H. et al., 2011. *Asian-Aust. J. Anim. Sci.*, 24(2), 279-284
- Koppenol A., et al., 2015. *Poult. Sci.* 94(1), 43-52.
- de Lange G., 2015. *Pas Reform Hatchery Technologies*, <https://www.pasreform.com/en/knowledge/49/red-hocks-in-day-old-chicks-or-poults>
- Lawrence E.C. et al., 1981. *Clin. Exp. Immunol.* (43), 450-457
- Lesuisse J., 2017. *Poult. Sci.*, 96(11), 3949-3959.
- Lesuisse J., 2018a. *Poult. Sci.*, 97(5), 1666-1676
- Lesuisse J., 2018b. *Poult. Sci.*, 97(5), 1651-1665
- Li et al., 2018. *Animal*, 12(7), 1493-1500
- Lourens A. et al., 2005a. *Poult. Sci.*, 84(6), 914-920
- Loyau et al., 2015. *Animal : an international journal of animal bioscience*, 9(1), 76-85
- Mariette et Buchanan., 2016. *Science*. 353(6301), 812-4
- Marx G., et al., 2001. *Applied Animal Behaviour Science*, 75(1), 61-74
- Meijerhof R., 2005. *Hybro B.V.*
- Meijerhof R., 2005. *Int Hatch Prac.*, (19), 7
- Meijerhof R., 2009. In: *Proceedings of the 20th Australian Poultry Science Symposium*, Sydney, Australia, pp.167-170
- Menge H. et Richardson G.V., 1968. *Poult. Sci.*, 47, 542-547
- Michaud et al. 2019. In: *Proceedings des Journées de la Recherche Avicole et Palmipèdes à Foie Gras*, pp375-379
- Mitchell M.A., 2009. *Avian Biology Research*, (2), 99-105
- Molenaar R. et al., 2008. *World's Poult Sci J.*, 64(4), 599-604
- Molenaar R. et al., 2011. *Poult. Sci.*, 90(6), 1257-66.
- Moyle et al., 2008. *Poult. Sci.* 87(Suppl.1),146
- Mróz E. et al., 2013. *Annals of Animal Science*, 13(3), 543-552
- Mukhtar N. et Khan S.H., 2013. *World's Poult Sci J.*, 69(4), 889-896

- Nasri H. et al., 2020. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition*, 104(1), 257-268
- Noble R.C. et al., 1984. *Poult. Sci.*, 63(3), 558-64
- Nyuiadzi C. et al., 2020. *Poult. Sci.* 99(2), 857-868
- Onbasilar E.E. et al., 2007. *Archiv fur Geflugelkunde.*, 71(4), 187-191
- Ould-Ali D. et Schulte-Bruggelte R., 2015. *International Poultry Production*, 23(4), 15-19
- Petek A. et al., 2010. *Arch. Anim. Breed.*, 53(1), 108-115
- Piestun et al., 2008. *Poult Sci.*, 87(8), 1516-25
- Pokhrel et al., 2017. *Poult Sci.*, 96(12), 4399-4408
- Powell J.G. et Bowman, J.C., 1964. *British Poultry Science*, (5), 121-132
- Preez J.H., 2007. Master of philosophy in livestock industry management. Department of Poultry Science, University of Stellenbosch.
- Rao K. et al., 2009. *Br. J. Nutr.*, 102(6), 848-57.
- Rousset N. et al. 2017. 12e JRA-JRFG. 5 et 6 avril 2017, Tours.
- Rozenboim et al., 2004. *Poult. Sci.*, 83(5), 842-5
- Samli H.E. et al., 2005. *Journal of Applied Poultry Research*, (14), 548-533
- Schulte-Druggelte R., 2016. *Zootecnica International*. <https://zootecnicainternational.com/poultry-facts/review-different-day-old-chick-quality-parameters-layer-type-breeds-part-2/>
- Surai P.F., 2002. *World's Poult Sci J.*, 58(4), 431-450
- Surai P.F., 2006. In: Nottingham University Press; Nottingham, UK: 2006. Selenium in nutrition and health.
- Surai P.F., 2020. *Antioxydants*, (9), 105
- Thanabalan A. et Kiarie E.G., 2021. *Front Vet Sci.*, (28), 8:653152
- Tona K. et al., 2003. *Poult. Sci.* 736-741
- Tona K. et al., 2004. *The Journal of Applied Poultry Research*, 13.
- Tumova E. and Gous R.M., 2012. *Poult. Sci.*, 91(5), 1269-75.
- Ulmer-Franco A.M. et al. 2010. *Poult. Sci.*, (89), 2735-2742
- Uyanga, V.A. et al., 2020. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition* n/a, 1–9.
- Van de Ven L.J.F. et al., 2009. *Poult. Sci.*, 88(11), 2273-9
- Van de Ven L.J.F. et al., 2011. *Poult. Sci.*, 90(6), 1267-75
- van der Waaij E.H. et al., 2011. *Animal*, 5(5), 741-8.
- Ven, L. et al., 2012. *Animal.*, (6), 1677-83.
- Wang Y.W. et al., 2004. *Poult. Sci.*, 83(12), 2039-43.
- Wiley, W.H., 1950. *Poult. Sci.*, 29, 570-574
- Willemsen H., 2008. *Poult. Sci.*, 87(11), 2358-2366
- Wilson, H.R., 1991. *World's Poult Sci J.*, (47), 5-20
- Wolanski N.J. et al. 2004. *Avian Poult. Biol. Rev.*, (15), 233-234
- Wolanski N.J. et al., 2006. *Poult. Sci.*, 85(8), 1490-1497
- Wolanski N.J. et al., 2007. *Poult. Sci.*, 86(8), 1784-1792
- Yassin H. et al, 2009. *Poult. Sci.*, (88), 798-804
- Yerpes M. et al., 2020. *Animals*, 10(2), 310
- Yerpes M. et al., 2021. *Poult. Sci.*, 100(1), 129-137
- Yimenu S.M. et al., 2018. *Poult. Sci.*, 97(12), 4384-4391