



**HAL**  
open science

# Genotype by environment interactions in meat-type chickens and laying hens

Aya Lydie N'Dri

► **To cite this version:**

Aya Lydie N'Dri. Genotype by environment interactions in meat-type chickens and laying hens. Life Sciences [q-bio]. INAPG (AgroParisTech), 2006. English. NNT : 2006INAP0017 . pastel-00002277

**HAL Id: pastel-00002277**

**<https://pastel.hal.science/pastel-00002277>**

Submitted on 22 Mar 2007

**HAL** is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



Institut National Agronomique  
Paris-Grignon  
Dép<sup>t</sup> des sciences animales



Ecole Doctorale  
ABIES



Institut National  
de la Recherche Agronomique  
UMR INRA/INA P-G  
Génétique et diversité animales  
Station de Recherches Avicoles

## Thèse

Pour obtenir le grade de

**DOCTEUR DE L'INSTITUT NATIONAL AGRONOMIQUE PARIS-GRIGNON**

Discipline : Génétique Animale

Présentée et soutenue publiquement par

**Aya Lydie N'DRI**

le 09 Mai 2006

**Etude des interactions entre génotype et environnement  
chez le poulet de chair et la poule pondeuse**

Co-Directrices de thèse : Sandrine MIGNON-GRASTEAU et Michèle TIXIER-BOICHARD

Jury :

M. Etienne VERRIER	Professeur à l'Institut National Agronomique Paris-Grignon	Président
M. Eddy DECUYPERE	Professeur à la « Katholieke Universiteit Leuven », Belgique	Rapporteur
M. Jean Paul POIVEY	Directeur de Recherches à l'INRA rattaché au CIRAD	Rapporteur
M. Alain BOURBOUZE	Professeur invité à l'Institut Agronomique Méditerranéen de Montpellier	Examineur
M. Bernard COUDURIER	Ingénieur – Directeur du SYSAAF (Syndicat des Sélectionneurs Avicoles et Aquacoles Français)	Examineur
Mme. Sandrine MIGNON-GRASTEAU	Chargée de Recherches INRA	Examineur





A Sephora

A mon père, ma mère, ma sœur et mon frère

A tous ceux qui me sont chers



## REMERCIEMENTS



- Le Département de Génétique Animale (et son chef **Didier Boichard**), qui a en partie financé ce travail,
- **Yves Nys**, directeur de la Station de Recherche Avicole, pour m'avoir accueillie à la station et avoir en partie financé ce travail,
- **Le Ministère de l'Enseignement Supérieur de Côte d'Ivoire** qui m'a octroyé la bourse pendant mon DEA et ma thèse,
- **Sandrine Grasteau**, co-directrice de cette thèse, qui m'a presque tout appris tout le long de mon parcours de thèse. Cette thèse n'aurait pu exister sans la grande disponibilité et surtout la patience dont elle a fait preuve à mon endroit. A ce propos, une phrase (que je n'oublierai jamais d'ailleurs) qu'elle m'a dite au début de ma thèse était : « Paris ne s'est pas construit en un seul jour ». Encore sincèrement merci,
- **Michèle Tixier-Boichard**, co-directrice de cette thèse, pour m'avoir proposé ce sujet et permis de réaliser l'expérience sur les poules Gauloises. Malgré ses nombreuses tâches, elle a toujours su trouver du temps pour lire et corriger tous mes manuscrits. Encore sincèrement merci,
- **Catherine Beaumont, Elisabeth Duval**, animatrices de l'équipe de Génétique Avicole de la SRA au sein de laquelle j'ai effectué cette thèse. **A Catherine**, pour m'avoir accueillie et mis à ma disposition tout le nécessaire pour le bon déroulement de cette thèse. Merci aussi pour ses conseils concernant le travail, sa disponibilité (et surtout sa rapidité à corriger les manuscrits) et son côté maternel qui m'a permis de progresser dans les conditions très agréables. **A Elisabeth**, pour s'être toujours intéressée à l'avancement de mon travail (par ses questions en venant chercher l'eau pour le thé de 16 h) et aussi pour m'avoir consacré de son temps pour mes interrogations concernant la qualité de la viande,
- **Jean-Pierre Bidanel, Marc Vandeputte, André Bordas, Bernard Coudurier, Xavier Rognon** qui ont accepté de faire partie de mon comité de thèse et dont les conseils ont permis d'orienter mon travail dans la bonne direction,
- **Nadine Sellier** pour son aide précieuse pour toute l'élaboration et la réalisation de la partie expérimentale de ma thèse. Merci aussi pour ton « épaule précieuse » que tu me prêtas pour recevoir mes quelques larmes qui sont tombées,
- **Axel Boucard**, pour son aide sur toutes mes expériences, principalement la qualité des œufs, et ses dépannages pour la saisie de mes données. Aussi, pour le clown qu'il faisait dans mon bureau pour me distraire,

- **Nicole Millet**, pour les nombreux dépannages en informatique et son aide pour les expériences. Aussi pour les nombreux « ça va, Lydie ? » que j'ai entendus quand elle venait à la photocopieuse,
- **Le CSB** (Centre de sélection de Bresse) et son directeur **Roland Bernigaud**, qui m'ont permis de travailler sur leurs poules Gauloise Noire,
- **La SASSO**, en particulier **Marc Roussely et François d'Abbadie**, qui m'ont fourni les poulets label utilisés dans la thèse et qui ont en partie financé cette partie du travail,
- **Jean-Paul Poivey et Eddy Decuypere**, qui ont accepté d'être rapporteurs de ce travail,
- **Alain Bourbouze**, qui a accepté d'être membre du jury,
- **Joël Besnard, Jean-Marc Meslier** et leur équipe de **l'UE de la SRA**, en particulier **Kléber Gérard, François Breton, Bernard Guillaume et Serge Nevois, David Gourichon** et son équipe de **l'UE de Génétique Avicole**, sans l'aide desquels la lourde partie expérimentale de ce travail n'aurait pas pu être réalisée dans de si bonnes conditions,
- **Jean-Luc Le Pierres de l'INAPG de Grignon**, qui s'est chargé des analyses sensorielles,
- L'équipe de « **Génétique et Ecologie des Parasites** » de **l'UR BASE** pour m'avoir donné accès à leur matériel de mesure de l'hématocrite,
- **Joël Michel, Maryse Mills et Christelle Lefevre**, qui m'ont appris et aidée pour les mesures de qualité des œufs,
- **Avigdor Cahaner**, dont les conseils ont été très appréciables dans l'élaboration du projet « interaction génotype et chaleur »,
- **Toute l'équipe des découpeurs de la SRA**, sans lesquels les 2522 poulets découpés de la partie expérimentale ne l'auraient pas été,
- **Les 2816 poules et poulets** qui ont participé activement à ce travail,
- **Le personnel du SYSAAF**, en particulier **Pierrette Bourreau** qui m'a très souvent servi de taxi personnel (merci sincèrement) et pour sa gentillesse, et **Paul Rault**, pour m'avoir aidée à m'intégrer et d'avoir pris de mes nouvelles tous les matins qu'il était présent,
- **Toute l'équipe Génétique Avicole de la SRA**, pour son accueil sur le plan personnel (extra professionnel) à mon arrivée en France. Enormement touchée, je ne l'oublierai jamais,
- **Joëlle Roncin, Rosa Peresson**, pour mes recherches bibliographiques,
- **Tout le personnel de la SRA**, qui de près ou de loin m'ont accordé leur sympathie et/ou répondu à mes interrogations, particulièrement **Anne Collin, Sabine Richard et Maryse Boulay**,
- **Tous les thésards présents pendant mon séjour**, particulièrement Martine, Vanessa, Maxime, Christelle, Dominique, Alexandre, Hannâa, Athmane, Dorothée, Cédric, ... A Martine, sincèrement merci pour toute son aide,
- **Jean David N'guessan**, pour le soutien que tu m'as apportée depuis notre rencontre (en 1995),
- Je finirai par **mes Parents**, mon père qui a toujours été un modèle pour moi, ma mère qui m'a toujours couverte d'amour. Merci infiniment à vous deux pour avoir gardé, éduqué Sephora pendant ma longue absence et pour les nombreux sacrifices consentis pour me conduire jusqu'ici,
- Merci à **toutes les personnes** que j'aurais oublié de citer ici et qui normalement le méritent....

## SOMMAIRE







<b>INTRODUCTION GENERALE</b>	13
<b>PARTIE I. ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE GENERALE SUR LES INTERACTIONS ENTRE GENOTYPE ET ENVIRONNEMENT</b>	19
<b>1. DEFINITIONS</b>	21
1.1. Interaction génotype×environnement	21
1.2. Génotype	22
1.3. Environnement	22
<b>2. IMPLICATIONS POUR LE SELECTIONNEUR</b>	22
<b>3. CLASSIFICATION DES INTERACTIONS</b>	23
3.1. La classification de Haldane	23
3.2. Les autres classifications	27
3.2.a. Classification de Lerner (1950)	27
3.2.b. Classification de Weber et Le Roy (1956)	28
3.2.c. Classification de Pani (1971)	28
3.2.d. Classification de Truberg et Hühn (2000)	28
<b>4. METHODES D'ETUDE DES INTERACTIONS</b>	29
4.1. Dispositifs d'étude	29
4.2. Modèles mathématiques	29
4.2.a. Approche monocaractère	29
4.2.b. Approche multivariée	30
4.2.c. Normes de réaction	31
<b>PARTIE II. ETUDE DE L'INTERACTION ENTRE GENOTYPE ET TEMPERATURE</b>	33
<b>CHAPITRE II.1. ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE DE L'INTERACTION ENTRE GENOTYPE ET TEMPERATURE</b>	35
<b>1. DEFINITIONS</b>	39
1.1. Température	39
1.2. Types de stress thermiques	40
1.3. Les critères d'évaluation de la sensibilité au stress thermique	41
<b>2. EFFETS DE LA TEMPERATURE</b>	42
2.1. Les effets chez les volailles de chair	42
2.1.a. Effet sur la croissance	42
2.1.b. Effet sur la consommation alimentaire	43
2.1.c. Effet sur l'utilisation métabolique de l'aliment	43
2.2. Les effets chez les poules pondeuses	44
2.2.a. Effet sur le nombre d'œufs et le taux de ponte	44
2.2.b. Effet sur le poids des œufs	46
2.2.c. Effet sur la qualité de la coquille	46
2.3. Les effets sur les autres caractères	47
2.4. Les Particularités liées à l'utilisation d'une température cyclique	48
<b>3. SOLUTIONS POUR ATTENUER L'EFFET DEFAVORABLE D'UNE TEMPERATURE ELEVEE CHRONIQUE</b>	50
3.1. Conditions d'élevage	50
3.2. Acclimatation et conditionnement thermique	50
3.3. Utilisation d'animaux génétiquement résistants à la chaleur	51
3.3.a. Différences de tolérance à la chaleur entre souches	51
3.3.b. Différences de tolérance à la chaleur intra-souche	53

3.3.b.1. <i>Sélection pour une meilleure adaptation à la chaleur</i>	55
3.3.b.2. <i>Faut-il se placer en condition chaude pour sélectionner des souches adaptées à la chaleur ?</i>	57
3.3.c. <i>Les gènes majeurs d'adaptation à la chaleur</i>	57
3.3.c.1. <i>Le gène Cou nu, Na</i>	59
3.3.c.2. <i>Le gène Frisé, F</i>	61
3.3.c.3. <i>Le gène sans écaille, sc</i>	62
<b>CHAPITRE II.2. INFLUENCE DU GENE COU NU SUR LA TOLERANCE A LA CHALEUR CHEZ LE POULET LABEL</b>	63
<b>ARTICLE 1. INFLUENCE OF NAKED NECK GENE ON HEAT TOLERANCE, GROWTH, BODY COMPOSITION, MEAT QUALITY, AND SENSORY ANALYSIS ON SLOW GROWING BROILERS</b>	67
<b>1. ABSTRACT</b>	69
<b>2. INTRODUCTION</b>	70
<b>3. MATERIALS AND METHODS</b>	70
3.1. Animals	71
3.2. Measurements	72
3.2.a. <i>Growth</i>	72
3.2.b. <i>Body composition and meat quality</i>	73
3.2.c. <i>Sensory analysis</i>	73
3.2.d. <i>Body temperature and hematocrit</i>	73
3.3. Statistical analysis	74
<b>4. RESULTS</b>	75
4.1. Body weight and carcass composition	77
4.2. Physiological indicators	83
4.3. Meat quality traits	84
<b>5. DISCUSSION</b>	85
5.1. Genotype by environment interaction in males (broilers and slow growing birds)	85
5.2. Genotype by environment interaction in slow growing birds	86
<b>6. CONCLUSION</b>	89
<b>7. AKNOWLEDGEMENTS</b>	90
<b>8. REFERENCES</b>	90
<b>CONCLUSIONS DE L'ARTICLE 1</b>	95
<b>PARTIE III. ETUDE DE L'INTERACTION ENTRE GENOTYPE ET PHOTOPERIODE</b>	101
<b>CHAPITRE III.1. ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE</b>	103
<b>1. DEFINITIONS</b>	105
<b>2. PERCEPTION ET VOIES D'ACTION DE LA LUMIERE</b>	106
<b>3. EFFET DES SAISONS</b>	107
3.1. Chez les mâles	108
3.2. Chez les femelles	108
<b>4. VARIABILITE GENETIQUE DE LA SENSIBILITE AUX PROGRAMMES LUMINEUX</b>	109

<b>CHAPITRE III.2. EFFET DE DIFFERENTES PHOTOPERIODES SUR LES PERFORMANCES DE PONTE (PONTE ET QUALITE DES ŒUFS) DE DEUX RACES DE POULES TRADITIONNELLES</b>	113
<b>1. INTRODUCTION</b>	115
<b>2. MATERIEL ET METHODES</b>	117
2.1. Génotypes utilisés	117
2.2. Programmes lumineux	117
2.3. Mesures	118
2.3.a. Croissance	118
2.3.b. Production d'œufs	119
2.3.c. Qualité des œufs	120
2.3.d. Consommation résiduelle	121
2.3.e. Autres caractères mesurés	121
2.4. Analyses statistiques	121
2.4.a. Modélisation de la courbe de ponte	121
2.4.b. Détection des interactions entre génotype et environnement	122
<b>3. RESULTATS ET DISCUSSION</b>	123
3.1. Interaction génotype×photopériode	123
3.1.a. Interaction entre le génotype (GD, GN) et la photopériode (Classique, Printemps)	123
3.1.b. Changement de classement des pères GD en fonction du milieu	127
3.2. Effet du génotype	133
3.3. Effet de la photopériode	136
<b>4. CONCLUSION</b>	139
<b>PARTIE IV. ETUDE DE L'INTERACTION ENTRE GENOTYPE ET SYSTEME D'ELEVAGE</b>	141
<b>CHAPITRE IV.1. (ARTICLE 2) GENETIC RELATIONSHIPS BETWEEN FEED CONVERSION RATIO, GROWTH CURVE AND BODY COMPOSITION IN SLOW GROWING CHICKENS</b>	145
<b>1. ABSTRACT</b>	147
<b>2. INTRODUCTION</b>	147
<b>3. MATERIALS AND METHODS</b>	148
3.1. Animals	148
3.2. Measurements	149
3.3. Growth curve modelling	150
3.4. Statistical analysis	150
<b>4. RESULTS AND DISCUSSION</b>	151
4.1. Elementary statistics	151
4.2. Genetic parameters	153
4.2.a. Genetic parameters for feed conversion ratio and residual feed consumption	153
4.2.b. Genetic parameters of growth curve parameters	155
4.2.c. Genetic correlations between $FCR_p$ , RES and carcass traits	156
4.2.d. Genetic correlations between growth curve parameters and carcass traits	156
4.2.e. Selection for an improved feed conversion	158
<b>5. ACKNOWLEDGEMENTS</b>	159
<b>6. ABBREVIATIONS</b>	159
<b>7. REFERENCES</b>	159

<b>CHAPITRE IV.2. (ARTICLE 3) GENOTYPE BY ENVIRONMENT INTERACTION ON GROWTH CURVE, BODY COMPOSITION, AND CARCASS COMPOSITION TRAITS IN SLOW GROWING CHICKENS RAISED IN THREE DIFFERENT SYSTEMS</b>	163
<b>1. ABSTRACT</b>	165
<b>2. INTRODUCTION</b>	165
<b>3. MATERIALS AND METHODS</b>	167
3.1. Animals and rearing systems	167
3.2. Recorded traits	168
3.2.a. <i>Weight</i>	168
3.2.b. <i>Feed intake traits</i>	168
3.2.c. <i>Carcass traits</i>	168
3.2.d. <i>Growth curve parameters</i>	169
3.3. Statistical analysis	169
3.4. Genetic analysis	170
<b>4. RESULTS AND DISCUSSION</b>	171
4.1. Elementary statistics	171
4.2. Genetic parameters	173
4.2.a. <i>Heritabilities</i>	173
4.2.b. <i>Genotype by environment interactions</i>	175
4.2.c. <i>Selection for feed conversion in presence of genotype by environment interaction</i>	176
<b>5. AKNOWLEDGEMENTS</b>	178
<b>6. REFERENCES</b>	178
 <b>CONCLUSIONS DES ARTICLES 2 ET 3</b>	 181
 <b>DISCUSSION ET CONCLUSION GENERALES</b>	 189
 <b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES</b>	 199
 <b>ANNEXES</b>	 225
<b>ANNEXE 1. GENOTYPE BY ENVIRONMENT INTERACTION ON GROWTH CURVE IN CHICKEN - A. L. N'Dri , N. Sellier, C. Beaumont, M. Tixier-Boichard, S. Mignon-Grasteau - 22<sup>ème</sup> Congrès mondial d'aviculture, Istambul, Juin 2004</b>	227
<b>ANNEXE 2. INFLUENCE OF THE NAKED NECK GENE ON HEAT TOLERANCE OF SLOW GROWING BROILERS ON GROWTH, BODY COMPOSITION AND MEAT QUALITY - A.L. N'Dri, S. Mignon-Grasteau, N. Sellier, M. Tixier-Boichard – 4<sup>ème</sup> Symposium Européen de Génétique Avicole, Dubrovnik, Octobre 2005</b>	233
<b>ANNEXE 3. GENOTYPE BY PHOTOPERIOD INTERACTION IN THE TRADITIONAL BREED “GAULOISE DOREE” - A.L. N'Dri, S. Mignon-Grasteau, N. Sellier, C. Beaumont, D. Gourichon, M. Tixier-Boichard - 8<sup>ème</sup> Congrès mondial de génétique, Belo Horizonte, Août 2006</b>	241
<b>ANNEXE 4. GENOTYPE BY ENVIRONMENT INTERACTION IN SLOW GROWING CHICKENS - S. Mignon-Grasteau, A. L. N'Dri, N. Sellier, M. Tixier-Boichard, C. Beaumont - 8<sup>ème</sup> Congrès mondial de génétique, Belo Horizonte, Août 2006</b>	245
<b>ANNEXE 5. PARCOURS DE FORMATION</b>	249
 <b>RESUMES</b>	

## INTRODUCTION GENERALE





Au cours du vingtième siècle, dans la majorité des pays, la politique agricole a eu pour objectif de rendre plus productive une agriculture jusque-là de subsistance. Il s'en est suivi une augmentation de la rentabilité des productions agricoles aboutissant à la diminution des prix de revient, à l'auto-suffisance alimentaire puis à l'exportation des excédents. Cette modernisation s'est accompagnée de l'émergence d'un domaine de recherche et d'enseignement consacré aux "productions animales".

Le développement des recherches, la volonté politique et l'encadrement réglementaire ont entraîné une intensification des méthodes d'élevage. Celle-ci a été particulièrement marquée pour les espèces avicoles. Leur petite taille et leur faible coût ont en effet permis de mettre en place des dispositifs quasi-expérimentaux pour déterminer les conditions d'élevage satisfaisant au mieux leurs besoins physiologiques. Ce sont ces mêmes conditions d'élevage intensives qui ont été utilisées pour sélectionner les animaux de type commerciaux. Si cette démarche a largement contribué à l'efficacité de la sélection avicole (Beaumont et coll., 2004), elle s'accompagne très probablement d'une très bonne adaptation des animaux aux conditions d'élevage intensif mais d'une moindre adaptabilité à des systèmes plus variés, qui va se traduire, pour un même génotype, par des différences de performances entre milieux (Falconer, 1990). Ces différences de capacités d'adaptation des animaux sont une source d'interaction entre génotype et environnement, observable tant sur le plan des performances que sur le plan physiologique.

Dans un milieu riche, l'animal peut réaliser un choix actif de l'aliment, du partenaire,... et va aussi pouvoir exprimer pleinement son potentiel de production. Si les caractéristiques du milieu ne correspondent pas à ses besoins, il peut alors mettre en œuvre des conduites susceptibles de transformer ou d'aménager l'environnement afin de le rendre plus conforme à ses préférences, comme par exemple pour la survie à basse température de petits mammifères (Lynch et Possidente, 1978).

En revanche, pour les espèces avicoles, il est le plus souvent impossible de choisir ou modifier leur environnement, celui-ci étant relativement pauvre, en particulier en élevage intensif. L'animal peut uniquement moduler ses activités et mobiliser ses capacités physiologiques d'adaptation. Cela le conduit par exemple à réduire ses activités et sa consommation alimentaire quand il fait trop chaud.

L'importance, en productions animales, des interactions entre génotype et milieu a été soulignée pour la première fois en 1936 par Monro. Elles sont cependant restées longtemps négligées en aviculture, car la standardisation précoce des conditions d'élevage y limitait leur amplitude. Aujourd'hui, on assiste à une forte concentration des entreprises de sélection



avicole, qui entraîne une réduction du nombre de souches disponibles et une standardisation de plus en plus poussée des conditions d'élevage en sélection. Les progrès réalisés rendent théoriquement possible la distribution de l'ensemble des œufs et des poussins d'un jour à travers le monde à partir d'un seul sélectionneur situé à un seul endroit du globe. Mais concomitamment, ce développement de l'aviculture s'accompagne d'une diversification des milieux dans lesquels sont élevés ces mêmes animaux. Le noyau de sélection est généralement élevé en climat tempéré, alors que les descendants commerciaux sont de plus en plus souvent élevés dans des pays aux climats très différents (Mathur et Horst, 1994), par exemple entre climat tropical et tempéré (Wilson, 1974). En parallèle, dans les pays développés, les systèmes d'élevage se diversifient de plus en plus, entre animaux de type standard en élevage intensif ou à croissance lente en élevage extensif (à l'origine des poulets Labels Rouge et «bio»). La sélection pour de meilleures performances dans un milieu favorable est précisément le cas signalé par Falconer (1990) comme celui entraînant une augmentation de la sensibilité des animaux à l'environnement, et donc une dégradation des performances en milieu moins favorable.

L'ensemble de ces évolutions renforce l'importance d'une meilleure caractérisation des interactions entre génotype et environnement et de leur prise en compte dans les schémas de sélection. Si ce problème est devenu particulièrement prononcé pour les espèces avicoles, celles-ci se prêtent également particulièrement bien à ces études, de par leur potentiel de reproduction et leur petite taille qui permettent de répartir les races, souches ou individus apparentés dans des conditions différentes et contrôlées (Horst, 1985) : ceci explique l'intérêt prononcé pour cette thématique présenté dans l'ouvrage édité par Mérat (1989).

En conséquence, cette thèse a pour but d'essayer de quantifier l'importance de ces interactions pour les deux fonctions essentielles en production avicole (ponte et croissance). Le travail de thèse s'articule autour de trois parties visant à illustrer par des exemples les implications pour le sélectionneur de la présence d'interactions entre génotype et environnement. D'autre part, si de nombreux travaux ont été conduits en aviculture, ils ont quasiment tous porté sur des génotypes commerciaux à forte performance, et presque aucun n'a intégré de génotypes à croissance lente, comme ceux utilisés pour la production d'animaux de type Label ou des souches à faible performance, comme les races traditionnelles. Ces génotypes feront donc l'objet des trois parties de la thèse.

Dans un premier temps, on peut se demander **quel génotype choisir** pour produire dans un milieu particulier. Ce cas sera illustré par une étude de l'interaction entre le gène majeur «Cou Nu» ou «*Na*» et la température d'élevage (chaude ou tempérée). Cette étude,

réalisée sur des poulets label a porté sur la croissance, la composition corporelle et différents critères de qualité technologiques et organoleptiques de la viande. Les interactions entre génotype et température font l'objet d'un chapitre détaillé dans la bibliographie.

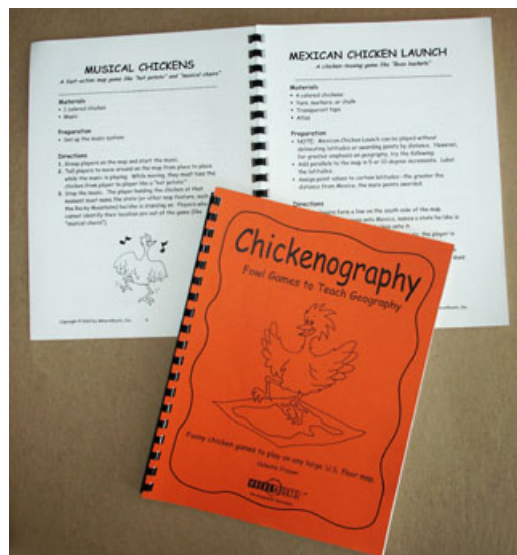
Dans d'autres cas, le choix du génotype ne se pose pas en termes de gène à effet majeur, mais en terme de  **races et/ou de milieu de sélection**. C'est par exemple le cas pour les projets de valorisation de races ou souches traditionnelles. Ainsi, les races "Gauloise Dorée" (emblème national de la France) et "Gauloise Noire" sont des races anciennes majoritairement utilisées en élevage fermier, en milieu naturel et peu contrôlé. On peut se demander si leur sélection et/ou leur conservation doit se faire dans un milieu contrôlé et favorable ou dans un milieu moins favorable, mais plus proche des conditions réelles d'élevage, auxquelles on suppose que la race traditionnelle est particulièrement bien adaptée. C'est le cas de la Gauloise Noire qui est sélectionnée en milieu « standard » et destinée à un élevage fermier. La deuxième partie est donc une étude des performances de ponte (quantité et qualité des oeufs) de 2 races de poules traditionnelles (Gauloise Dorée et Gauloise Noire), élevées sous 3 photopériodes différentes, simulant l'élevage en claustration standard des poules pondeuses, et l'élevage en photopériode naturelle d'animaux nés au printemps ou à l'automne.

**Ce choix du milieu de sélection** se pose également dans le cas du poulet label (sélectionné en claustration, mais élevé sur parcours), d'autant plus que, dans le cas de cette production, il peut avoir une grande importance en terme d'image du produit. Cependant, pour certains caractères de grande importance économique tels que l'indice de consommation, la mesure du caractère se fait habituellement en milieu intensif (cage individuelle). La prise en compte des interactions entre génotype et environnement doit donc permettre de déterminer le milieu de sélection pour une amélioration optimale des performances, mais également de **choisir le critère de sélection le plus approprié** : par exemple, l'indice de consommation peut être mesuré directement en plaçant l'animal en cage ou évalué par un critère indirect, permettant une évaluation de la valeur génétique de l'animal dans des conditions plus proches de celles du terrain. Cela fera donc l'objet de notre dernière étude. Cet travail porte sur les interactions au sein d'une même lignée parentale de poulets labels placée dans ces trois systèmes d'élevage : milieu de production peu intensif, milieu plus intensif utilisé pour la sélection (élevage en claustration), ou cage individuelle, milieu très intensif et éloigné des conditions de production, mais qui permet la mesure de l'efficacité alimentaire. Outre les performances de croissance des animaux, ont été considérée leur composition corporelle et leur efficacité alimentaire.



## PARTIE I :

# ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE GENERALE SUR LES INTERACTIONS ENTRE GENOTYPE ET ENVIRONNEMENT





## 1. DÉFINITIONS

### 1.1. Interaction génotype × environnement

Sheridan (1990) définit le terme d'interaction génotype×environnement comme une situation dans laquelle différents génotypes répondent différemment à différents types d'environnements. En l'absence d'interaction, la performance d'un animal (P) s'écrit en fonction de son génotype (G) et de l'environnement (E) dans lequel il se trouve:

$$P = G + E \quad (1)$$

Dans ce cas, les écarts entre génotypes sont indépendants du milieu. Cependant, dans la majorité des cas, l'effet génétique et l'effet du milieu interagissent sur les performances de l'animal (Dickerson, 1962) et il y a non-additivité de la relation entre ces deux termes (Lerner, 1950). On ajoute alors le terme d'interaction génotype×environnement (G×E) à l'équation (1) qui devient :

$$P = G + E + G \times E \quad (2)$$

Dans ce cas, les écarts entre génotypes varient avec le milieu. Deux cas peuvent alors se présenter. Soit le rang des génotypes A et B est conservé dans les milieux X et Y, c'est à dire que A est supérieur à B (ou l'inverse) dans les deux milieux. On parle alors d'interaction classique qui aboutit à un simple changement des performances relatives des génotypes (Falconer, 1981). Soit le rang des génotypes s'inverse, c'est-à-dire que A est supérieur à B dans le milieu X et B est supérieur à A dans le milieu Y. On parle alors d'interaction croisée. L'importance des interactions va dépendre de l'ampleur des différences entre les effets génétiques et les effets environnementaux (Barlow, 1985 ; Horst, 1985 ; Mathur, 2003) mais aussi du niveau de performance des animaux en sélection (Falconer, 1990 ; Kolmodin et coll., 2002).

L'interaction peut également se traduire par un changement de la variance des performances des génotypes dans les différents milieux. Dans ce cas, les moyennes des animaux dans l'un ou l'autre de ces milieux peuvent être identiques.

Dans tous les cas, pour parler d'interaction, il faut au moins deux génotypes et deux environnements.

## **1.2. Génotype**

Le terme de génotype désigne l'ensemble du matériel génétique (les allèles portés par l'ADN d'une cellule vivante) porté par un individu, mais, pour les études d'interaction génotype × environnement, le génotype peut aussi désigner:

- une race, une souche, une population,
- la présence ou l'absence d'un allèle pour un gène ou un marqueur,
- des valeurs génétiques estimées à partir des performances d'individus apparentés placés dans différents milieux.

## **1.3. Environnement**

L'environnement regroupe l'ensemble des causes non génétiques de variation. Dans les études des interactions entre génotype et environnement, on va en distinguer deux types:

- l'environnement dans lequel vivent ou ont vécu les individus observés : alimentation, climat (différences de température, d'humidité), système d'élevage (sol, cage individuelle ou collective, volière, parcours, densité), types de vaccin et exposition aux maladies, ...
- l'état physiologique de l'animal : âge, sexe, état reproductif, poids corporel, taille, ...

Parmi les effets environnementaux, McBride (1958) distingue le macro et le micro-environnement. Le macro-environnement inclut des différences de milieux clairement définies alors que le micro-environnement porte sur des fluctuations mineures qui surviennent dans un milieu quand tous les animaux sont traités dans les mêmes conditions. C'est le cas par exemple des animaux placés dans une cage collective où la hiérarchie sociale peut être un des facteurs entraînant une variation de la consommation alimentaire.

## **2. IMPLICATIONS POUR LE SELECTIONNEUR**

Selon Hammond (1947), il est souhaitable de sélectionner les animaux dans un environnement optimal, afin que le potentiel génétique s'exprime pleinement. Cette affirmation ne tient pas compte des interactions entre génotype et environnement, qui

peuvent inverser le rang de candidats à la sélection (ou de génotypes) entre le milieu de sélection optimal et le milieu de production non optimal, modifiant ainsi l'intérêt relatif des différents génotypes (Falconer, 1990). En présence d'interactions entre génotype et environnement, les sélectionneurs peuvent envisager la création de souches spécifiques pour un environnement donné. C'est par exemple ce qui a été fait avec le poulet label, pour la production duquel des souches à croissance lente, adaptées à un âge d'abattage tardif, ont été développées. Cependant, compte tenu du nombre d'environnements possibles, il est utopique d'envisager d'utiliser cette solution dans la majorité des cas. Le sélectionneur va donc plutôt rechercher des souches peu sensibles aux variations de l'environnement («adaptables») plutôt qu'adaptées à un environnement particulier. Ce concept d'adaptation est plus répandu dans les espèces végétales où certaines races ou variétés ne peuvent être produites que dans un environnement spécifique (sol, climat, Wilson, 1974). Pour ces raisons, en production animale, il sera essentiel de bien caractériser l'importance et le type d'interactions, afin d'éviter les interactions croisées entre l'environnement de sélection et celui de production. En effet, dans ce cas, les souches les plus performantes ou les meilleurs candidats à la sélection dans l'environnement de sélection pourraient être les moins performants dans les conditions de production (Falconer, 1990 ; Kolmodin et coll., 2002).

### **3. CLASSIFICATION DES INTERACTIONS**

La première classification des différents types d'interaction entre génotype et environnement a été élaborée par Haldane en 1946, mais plusieurs autres existent dans la littérature. Elles découlent en général de celle de Haldane (McBride, 1958) et sont distinctes les unes des autres par les critères, le nombre de classes et la terminologie employés, mais elles contribuent toutes à la compréhension du phénomène des interactions génotype-environnement. Suivant les critères utilisés, ces classifications aboutissent à distinguer 2 à 6 types d'interactions (cf. tableau 1).

#### **3.1. La classification de Haldane**

Haldane (1946) décrit 6 types de relations en utilisant le rang, mais aussi l'amplitude de l'écart entre les génotypes. En 1958, Mc Bride considère d'autres approches pour prendre en considération l'ampleur des différences des effets du milieu (micro ou



macro environnement) et le fait que les génotypes soient originaires de la même population de base -ou non (intra- ou inter-population). Selon ces critères, il définit les termes de «intra-population, micro-environnement», «intra-population, macro-environnement», «inter-population, micro-environnement» et de «inter-population, macro-environnement» lui permettant de représenter graphiquement la classification d'Haldane en 4 grandes classes (Sheridan, 1990). Mather et Jones (1958) interprètent les 6 classes de Haldane par l'importance relative des effets du génotype (G), de l'environnement (E) et de l'interaction (I), calculés comme suit

$$G = (AX + AY) - (BX + BY) \quad (3)$$

$$E = (AX + BX) - (AY + BY) \quad (4)$$

$$I = (AX + BY) - (AY + BX) \quad (5)$$

où AX (AY) est la performance du génotype A dans le milieu X (Y) et BX (BY) est celle du génotype B dans le milieu X (Y).

Les 6 classes de Haldane (1946), résumées sur le tableau 1, sont les suivantes:

• **Type 1:** l'effet d'interaction est plus faible que l'effet du génotype et de l'environnement. Si l'effet I n'est pas significativement différent de 0, il y a absence d'interaction. Dans le cas contraire, on est en présence d'une interaction réelle, mais de faible amplitude par rapport aux deux autres effets. On peut distinguer deux sous-catégories dans le type 1:

- **Type 1(a):** dans ce cas l'effet du génotype est plus important que celui du milieu ( $G > E > I$  d'après Mather et Jones, 1958). C'est par exemple ce qu'observent Ali et coll. (2000) pour le poids à 10 semaines de poulets de type standard et White Plymouth Rock placés dans deux environnements (système intensif vs. extensif). L'interaction génotype  $\times$  environnement se limite ici à une baisse de poids des animaux des deux génotypes dans le système extensif, plus faible pour le poulet standard (22 g) que pour le White Plymouth Rock (40 g), les animaux gardant toujours le même rang d'un milieu à l'autre. Les valeurs obtenues respectivement pour les paramètres G, E et I sont donc de 210 g, 62 g et 18 g.

**Tableau 1.** Classification des différents types d'interactions génotype×environnement (Mathur, 2003, et complétée).

Type	Rang des génotypes A (rose) et B (bleu) <sup>2</sup>	Rang des milieux X (vert) et Y (orange) <sup>2</sup>	Additivité de G et E	Significativité statistique	Effets G, E et I <sup>3</sup>	Significativité statistique et rangs	Inversion des rangs de A et B et/ou de X et Y
1 (a)			Interaction linéaire	Pas d'interaction	G > E > I	Interaction non significative	Pas d'interaction
1 (b)					E > G > I		
3				Interactions	Pas d'interaction	G > I > E	Interaction significative
2			E > I > G			Interaction non significative	
4 (a)			Interaction non linéaire		Interaction significative		I > E > G
4 (b)						I > G > E	
Source	Haldane, 1946	Truberg et Hühn, 2000	Lerner, 1950	Weber et Le Roy, 1956	Mather et Jones, 1958	Pani, 1971	Truberg et Hühn, 2000

<sup>1</sup> X, Y: environnements; <sup>2</sup> A, B: génotypes; <sup>3</sup> : effets du génotype, de l'environnement et de l'interaction

- **Type 1 (b)**: dans ce cas, les performances de A et de B changent plus avec l'environnement qu'avec le génotype (E>G>I d'après Mather et Jones, 1958). On trouve ce type de relation dans les travaux de Yunis et Cahaner (1999) pour le gain de poids entre 4 et 7 semaines et le poids à 7 semaines des poulets hétérozygotes cou-nu (*Nana*) et normaux (*nana*) élevés à une température normale (24°C) et chaude (32°C). La température chaude réduit les performances des deux génotypes, mais plus pour l'homozygote "*nana*" que pour l'hétérozygote "*Nana*". Les valeurs de G, E et I sont respectivement de 11.9 g, 39.9 g et 6.5 g pour le gain de poids entre 4 et 7 semaines et de 240 g, 814 g et 108 g pour le poids à 7 semaines. Dans les deux cas nous avons E>G>I, c'est à dire que le gain de poids et le poids changent plus sous l'effet de la température (16.2 % à 21.4 %) que sous celui du génotype (3.0 % à 9.5 %). De même, Latif et coll. (1996) trouvent ce type d'interaction dans leurs travaux de caractérisation de deux génotypes différents (poulets de chair mâles standard ou cou-nu) élevés en systèmes intensif ou extensif. Ils trouvent respectivement des valeurs de 2379 g, 2267 g et 1679 g pour E, G et I pour le poids à 8 semaines. Au sein d'une même souche, si les mâles et les femelles sont traités comme des génotypes différents, les auteurs obtiennent également une interaction de type 1b pour le poids.

• **Types 2 et 3**: Dans ces deux catégories, l'effet de l'interaction est d'importance intermédiaire entre les effets du génotype et de l'environnement.

- **Type 2** : on a dans ce cas E>I>G et une interaction qui inverse le classement entre les génotypes (interaction croisée). Par exemple, Yunis et Cahaner (1999) ont comparé le gain de poids de 4 à 7 semaines d'animaux porteurs de l'allèle frisé (F) ou normal (f), élevés à 32°C ou 24°C. A 32°C, les performances des deux génotypes diminuent de 30 % (F) et 36 % (f) par rapport à 24°C, ce qui suffit à inverser le rang des génotypes "f" et "F" d'un milieu à l'autre. Conformément à la classification de Mather et Jones (1958), on a G = 1.1 g, E = 39.9 g et I = 4.1 g avec E>I>G. Monnet et coll. (1980) observent également ce type de relation pour le poids à 18 semaines d'animaux cou nu (*Nana*) et normaux (*nana*) élevés à 20°C et 31°C, avec des valeurs respectives de 72 g, 440 g et 276 g pour G, E et I.

- **Type 3** : dans ce cas, on a G>I>E. Il y a une interaction significative, mais elle n'est pas suffisante pour inverser le rang des génotypes A et B entre les deux environnements. C'est ce type d'interaction qu'a observée Mérat et coll. (1989) sur le taux d'éclosion d'œufs de poules cou-nu et non cou-nu placées à température normale (21°C)

ou chaude (31°C). Le taux d'œufs fertiles des poules cou-nu (*NaNa*) ne varie presque pas avec la température (88.8 % à 21°C contre 89.2 % à 31°C) tandis que celui des poules de génotype normale (*nana*) baisse au chaud (-17 %). Dans ce cas, on a donc  $G = 24.6 \%$ ,  $E = 13.0 \%$  et  $I = 14.0 \%$ , soit  $G > I > E$ . De même Latif et coll. (1996) trouvent ce type d'interaction sur le poids du muscle de la cuisse de poulets de chair standard (A) et cou-nu (B) élevés en milieu extensif et intensif. On observe un gain d'environ 150 % pour le génotype A entre les systèmes extensif et intensif contre une diminution de 6 % pour le génotype B soit 478 g, 272 g et 282 g pour G, E et I respectivement avec  $G > I > E$ .

• **Type 4** : Dans cette dernière catégorie, c'est l'effet de l'interaction qui prédomine sur ceux du génotype et de l'environnement, on a donc des interactions croisées. On y distingue deux types :

- **Type 4(a)**: dans ce cas, on a  $I > E > G$ . Une illustration de ce type est présentée dans l'étude de Monnet et coll. (1980) sur le poids à 18 et à 39 semaines d'animaux cou-nu (*Na/na* et *Na/Na*) et non cou nu (*na/na*) exposés à deux températures différentes (20°C et 31°C). Le poids à 18 semaines des deux homozygotes fournit une première illustration ( $G = 54$  g,  $E = 346$  g et  $I = 370$  g). De même, le poids à 39 semaines des hétérozygotes "*Nana*" et des homozygotes "*NaNa*" présente une interaction de type 4a, avec des valeurs respectives de 48 g, 64 g et 202 g pour G, E et I.

- **Type 4(b)**: on a  $I > G > E$ . Ce dernier type d'interaction est moins fréquent que les autres. L'écart des génotypes dépend des conditions de milieu et leur classement est modifié. Dutta (1993) a par exemple rencontré ce type d'interaction sur le poids des œufs de poules de race Miri ou croisées White Leghorn×Miri élevées au sol en bâtiment ou en plein air. En plein air, les poules Miri ont des œufs plus légers que les croisées (40.0 g vs. 43.6 g), alors que c'est l'inverse en bâtiment (43.6 g vs. 43.3 g), soit des valeurs respectives de 4.2 g pour G, 2.5 g pour E et 4.8 g pour I.

### 3.2. Les autres classifications

#### 3.2.a. Classification de Lerner (1950)

Cette classification tient compte uniquement du risque d'inversion de rang des génotypes A et B dans les environnements X et Y, c'est-à-dire de l'additivité des effets du

génotype et de l'environnement. Lerner définit donc uniquement 2 classes d'interactions: linéaire (types 1 et 3 de Haldane) et non linéaire (types 2 et 4 de Haldane). Cette classification ne tient donc compte ni de l'amplitude de l'écart entre les génotypes, ni de la significativité de la différence.

### *3.2.b. Classification de Weber et Le Roy (1956)*

A l'opposé de la classification de Lerner, Weber et Le Roy (1956) ne tiennent compte que de la significativité de la différence. Ils distinguent donc deux classes, «présence» (types 2 à 4 de Haldane) ou «absence» d'interaction (type 1 de Haldane).

Dans ces classifications, les auteurs ne tiennent compte que d'un seul critère de classification qui peut être la significativité de la différence, l'amplitude de l'écart entre les génotypes, l'inversion de rang des génotypes A et B dans les environnements X et Y ou de l'additivité des effets du génotype et de l'environnement.

### *3.2.c. Classification de Pani (1971)*

En 1971, Pani (cité par Mathur 1985, 2003) distingue la présence ou l'absence d'interaction en fonction de l'écart entre les génotypes A et B dans les environnements X et Y. Il y a interaction si  $(AX - BY)$  est significativement différent de  $(AY - BX)$ . Si ces deux termes sont proches, il n'y a pas d'interaction (types 1 et 2 de Haldane), même si les rangs de A et B sont inversés entre les milieux X et Y (type 2 de Haldane).

### *3.2.d. Classification de Truberg et Hühn (2000)*

En sélection végétale, Truberg et Hühn (2000) souhaitent distinguer les interactions croisées des autres cas (interaction non croisée ou absence d'interaction), car les premières sont les plus importantes pour le sélectionneur. Ils distinguent 4 classes, dont une correspondant à l'absence d'interaction. L'interaction « $G \times (E)$ » implique un changement des rangs des génotypes intra-environnement (classe 2 de Haldane,  $E > I > G$ ). A l'opposé, la classe « $E \times (G)$ » correspond au cas où le rang des environnements change intra-génotype (classe 3 de Haldane,  $G > I > E$ ). Enfin, le dernier cas correspond à une combinaison des classes « $G \times (E)$ » et « $E \times (G)$ » (classe 4 de Haldane,  $I > G, E$ ).

## 4. METHODES D'ETUDE DES INTERACTIONS

### 4.1. Dispositifs d'étude

En théorie, l'étude des interactions génotype  $\times$  environnement nécessite des observations sur le même individu dans au moins deux environnements. En pratique, ce cas n'est jamais rencontré sauf chez les végétaux pour lesquels plusieurs individus peuvent présenter le même génotype. En pratique, on place donc des individus issus de la même famille (pleins frères ou des demi-frères) ou de la même souche (ponte ou chair par exemple) dans des milieux différents.

### 4.2. Modèles mathématiques

La modélisation et la mise en évidence statistique de l'interaction entre génotype et environnement se fait en général selon deux approches qui sont l'approche univariée ou monocaractère et l'approche multivariée ou multicaractères. Une troisième approche utilisée est la régression aléatoire.

#### 4.2.a. L'approche monocaractère

Dans cette approche, on considère l'expression de la performance réalisée dans deux milieux comme un seul caractère, influencé par le génotype, l'environnement et l'interaction génotype  $\times$  environnement. Le modèle statistique dans ce cas pour un phénotype  $Y_{ijk}$  d'un individu  $k$  ( $k = 1, \dots, N$ ) de génotype  $j$  ( $j = 1, \dots, m$ ) issu du milieu  $i$  ( $i = 1, \dots, n$ ) est :

$$Y_{ijk} = \mu + G_j + E_i + I_{ij} + e_{ijk}$$

(6)

où  $\mu$  est la moyenne générale,  $G_j$ ,  $E_i$  et  $I_{ij}$  sont respectivement les déviations attribuables au génotype  $j$ , à l'environnement  $i$  et à leur interaction et  $e_{ijk}$ , les déviations résiduelles dues à l'environnement propre (microenvironnement) de chaque individu et aussi à sa propre nature. De plus, on suppose que  $G_j$ ,  $I_{ij}$  et  $e_{ijk}$  suivent une loi normale  $N$  d'espérance nulle (0) et de variances  $\sigma_{Gj}^2$ ,  $\sigma_{Ii}^2$  et  $\sigma_{ei}^2$  respectivement.

L'effet du milieu dans cette approche peut être considéré comme aléatoire ou fixe. Dans le cas d'un effet du milieu aléatoire, l'espérance de  $E_i$  est nulle et de variance  $\sigma_{E_i}^2$ . Lorsque l'effet du milieu est considéré comme fixé, la variance dans ce cas est aussi nulle.

Lorsque l'on considère des effets aléatoires, **l'interaction est évaluée par la corrélation intra-classe** (généralement positive ou nulle) qui sera calculée par estimation des variances des différents éléments du modèle. Cela donne une estimation globale de l'importance de l'interaction.

Lorsque les effets du génotype et de l'environnement sont considérés comme fixes, ce qui est une approche très fréquente, on se ramène à une analyse de variance classique. L'effet de l'interaction est estimé par décomposition des sommes de carrés. On peut alors **estimer des contrastes entre génotypes** et s'intéresser à certaines comparaisons en particulier, plutôt qu'à une estimation globale de l'interaction, comme c'est le cas avec une corrélation intra-classe.

#### 4.2.b. L'approche multivariée

Cette approche découle du concept de Falconer (1952) selon lequel un même caractère mesuré dans des milieux différents devrait être considéré comme des caractères distincts. Le caractère étudié doit être distribué normalement. Le modèle utilisé pour un  $i$  (ou  $i'$ ) est :

$$Y_{ijk} = \mu_i + G_{ij} + e_{ijk} \quad (7)$$

où  $Y_{ijk}$  est la performance de l'individu  $k$  ( $k=1, \dots, n$ ) de génotype  $j$  ( $j=1, \dots, m$ ) dans un milieu  $i$ ,  $\mu_i$  est l'effet fixé du milieu  $i$  et  $G_{ij}$ , l'effet aléatoire du génotype  $j$  dans le milieu  $i$ . On suppose que  $G_{ij}$  suit une distribution normale d'espérance nulle, de variance  $\text{Var}(G_{ij}) = \sigma_{G_i}^2$  et de covariance  $\text{COV}(G_{ij}, G_{i'j}) = \sigma_{G_{ii'}}$  pour  $i \neq i'$  et  $\text{COV}(G_{ij}, G_{ij'}) = \tilde{\sigma}$  pour  $j \neq j'$ , quels que soient les milieux  $i$  et  $i'$ . Enfin,  $e_{ijk}$  est la résiduelle associée du modèle et suit une loi normale indépendante d'espérance nulle, de variance  $\text{Var}(e_{ij}) = \sigma_{e_i}^2$  et de covariance  $\text{COV}(e_{ij}, e_{i'j}) = \tilde{\sigma}$  pour  $i \neq i'$ .

Dans cette approche, l'importance de l'interaction est évaluée à partir d'**une corrélation génétique ( $r_g$ ) estimées pour chaque paire  $i$  et  $i'$  d'environnements** comme étant le rapport entre la covariance génétique pour les performances moyennes du caractère

donné dans les deux milieux et le produit de leurs écarts types génétiques respectifs par milieu  $i$  et  $i'$  :

$$r_g = \frac{\sigma_{gii'}}{\sigma_{gi} \sigma_{gi'}} \quad (8)$$

#### 4.2.c. Normes de réaction

L'approche multicaractère devient rapidement compliquée lorsque l'on met en œuvre plus de deux ou trois environnements. Les normes de réaction permettent de pallier à cet inconvénient et d'interpoler les interactions entre deux milieux quelconques. Le milieu  $j$  dans lequel l'individu  $i$  est placé est décrit par une variable environnementale linéaire, comme par exemple la moyenne du troupeau. L'interaction est modélisée par régression aléatoire (Kolmodin et coll., 2002):

$$y_{ij} = \mu + \alpha X_{ij} + a_i + b_i X_{ij} + e_{ij} \quad (9)$$

où  $y_{ij}$  est la performance de l'animal  $i$  dans le milieu  $j$ ,  $\mu$  la moyenne générale,  $\alpha$  le coefficient de régression fixe du  $y$  sur  $X_{ij}$ ,  $a_i$  la valeur génétique de l'animal  $i$ ,  $b_i$  le coefficient de régression aléatoire de  $y$  sur  $X_{ij}$ ,  $X_{ij}$  la variable environnementale et  $e_{ij}$  la résiduelle aléatoire.

Le coefficient  $b_i$ , aussi appelé « pente » rend compte de la sensibilité de l'animal au changement d'environnement (Falconer, 1990). Plus il est élevé, plus les performances de l'animal vont varier avec l'environnement. A l'opposé, plus il sera proche de zéro, plus l'animal sera insensible aux changements d'environnement.





**PARTIE II:**

**ETUDE DE L'INTERACTION ENTRE GENOTYPE ET  
TEMPERATURE**



**CHAPITRE 2.1.**

**ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE DE L'INTERACTION GÉNOTYPE × TEMPÉRATURE**

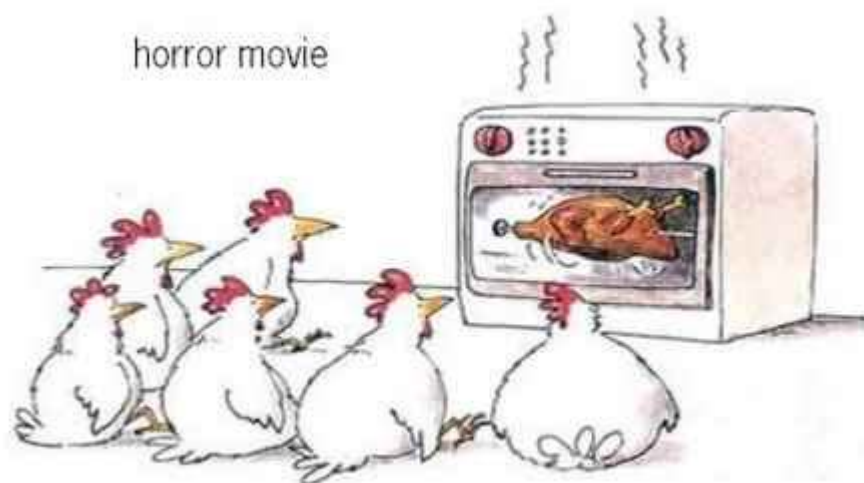
**CHAPITRE 2.2.**

**INFLUENCE OF THE NAKED NECK GENE  
ON HEAT TOLERANCE, GROWTH, BODY COMPOSITION, MEAT QUALITY,  
AND SENSORY ANALYSIS OF SLOW GROWING BROILERS**

*A.L. N'dri, S. Mignon-Grasteau, N. Sellier, C. Beaumont, M. Tixier-Boichard*



**CHAPITRE 2.1.**  
**ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE DE L'INTERACTION**  
**GENOTYPE × TEMPERATURE**





La température ambiante constitue l'un des éléments essentiels au bon déroulement d'un élevage. Les oiseaux sont capables de maintenir une température interne quasiment constante. On les classe ainsi dans le groupe des homéothermes. La perte de chaleur doit être égale à la production de chaleur pour permettre à l'animal l'expression optimale de ses performances (cf. figure 1). Dans ce cas, la température centrale (corporelle) de l'animal reste constante. Le mécanisme qui permet à un organisme de conserver une température interne constante est la thermorégulation. Elle comprend deux phénomènes qui sont la thermolyse (perte de chaleur, sensible et par évaporation) et la thermogenèse (production de chaleur métabolique). Le bilan thermique peut s'écrire ainsi :

$$\text{Meta}\theta = \text{Evap}\theta \pm \text{Sen}\theta \pm \text{Accu}\theta \quad (10)$$

avec,  $\text{Meta}\theta$  : production de chaleur métabolique

$\text{Evap}\theta$  : perte de chaleur par évaporation ou chaleur latente

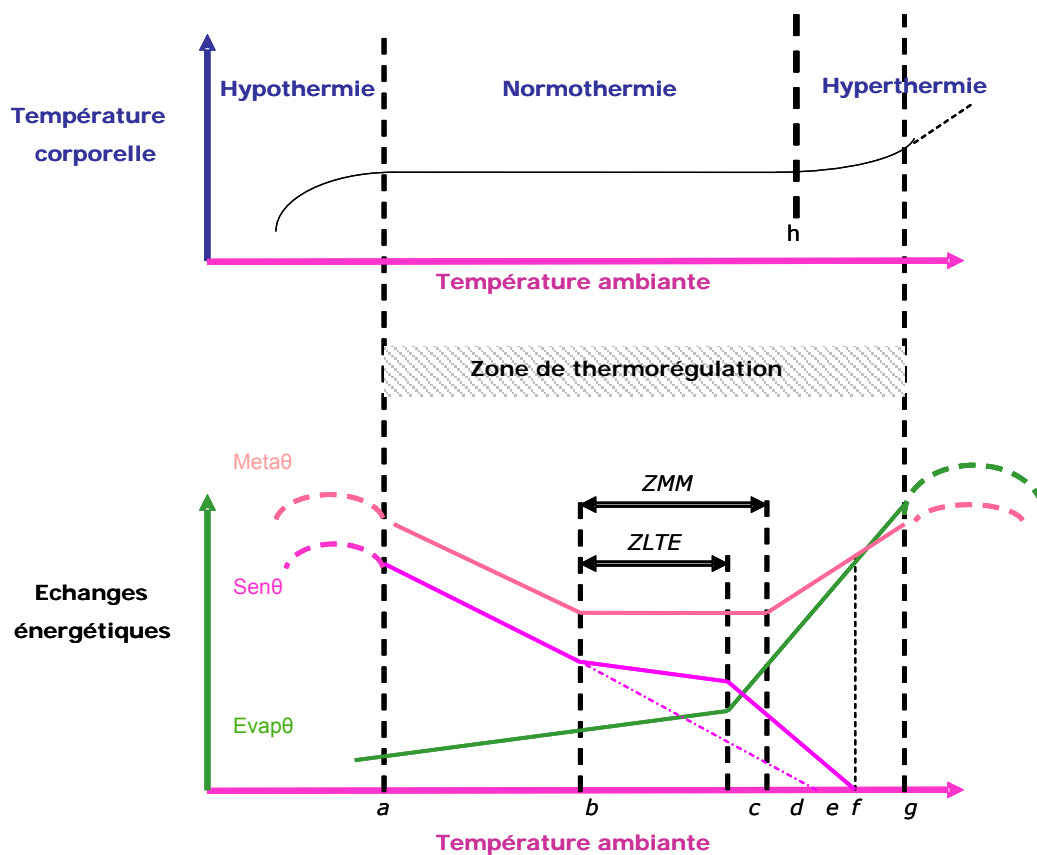
$\text{Sen}\theta$  : perte de chaleur sensible

$\text{Accu}\theta$  : accumulation de chaleur

Les poulets ont une température interne de 41°C à 42°C. Lorsque les mécanismes de thermorégulation n'arrivent pas à maintenir des conditions de température centrale (corporelle) "normale", on parle soit d'hypothermie lorsque la température centrale est trop basse, soit d'hyperthermie lorsque la température centrale est trop élevée. Lorsque la température centrale est normale, on parle de normothermie. La zone de thermorégulation encore appelée zone de neutralité thermique est une zone de température d'élevage dans laquelle la production de chaleur est minimale et la température corporelle maintenue constante (Romijn et Lockhorst, 1966). Elle est limitée par 2 points critiques thermiques, minimal et maximal. Les limites inférieure (a, dans la figure 1) et supérieure (g, dans la figure 1) dépendent fondamentalement des limites physiologiques des échanges thermiques et de l'efficacité des pertes de chaleur par évaporation (Hillman et coll., 1985). La zone de neutralité thermique dépendrait donc de l'espèce, de la taille, de l'activité, de l'âge de l'animal, du niveau alimentaire et même de la température environnementale et de l'hygrométrie.

En-dessous de la température critique minimale (a), les oiseaux deviennent plus actifs et augmentent leur consommation alimentaire. Si la température continue de baisser, ils se mettent à frissonner et multiplient par plusieurs fois leur production thermique basale. La

production calorifique augmenterait au fur et à mesure que la température ambiante s'abaisse, plus ou moins rapidement en fonction de l'isolation des tissus (Whittow, 1976). Au-dessus de la température critique maximale (g), on observerait également un accroissement de la production calorifique mais le processus ici est différent. La consommation en oxygène augmente comme une conséquence de l'élévation de la température corporelle. Cette élévation de la température résulte d'une accélération généralisée des réactions chimiques sous l'effet de fortes températures ambiantes. L'augmentation de l'activité respiratoire et cardiovasculaire accroît également le travail musculaire et donc aussi la production de chaleur au cours de l'hyperthermie.



*a : point critique thermique minimal ; b : point critique de température ; c : température à laquelle les pertes de chaleur intenses par évaporation commencent ; d : température critique supérieure ; e : température ambiante égale à la température corporelle normale ; f : pertes de chaleur nulles car la production de chaleur métabolique est égale à la perte de chaleur par évaporation ; g : point critique thermique maximal ; h : point d'hyperthermie irrémédiable ; ZMM : zone de métabolisme minimum ; ZLTE : zone d'effort de thermorégulation minimale ; Metaθ : production de chaleur métabolique ; Senθ : perte de chaleur sensible ; Evapθ : perte de chaleur par évaporation.*

**Figure 1.** Schéma général de régulation de la température corporelle et de la répartition des échanges énergétiques en fonction de la température ambiante (d'après Hillman et coll., 1985).

La température interne des poulets (41°C à 42°C) doit en principe leur conférer une résistance plus grande à la chaleur en élevage mais c'est le contraire qui est observé. En effet, les oiseaux sont recouverts de plumes, dont les propriétés d'isolant thermique réduisent considérablement les pertes de chaleur. De plus, les oiseaux n'ont pas de glandes sudoripares, ce qui limite également les pertes de chaleur par évaporation (sudation), leur conférant ainsi une grande sensibilité aux températures chaudes.

## **1. DEFINITIONS**

### **1.1. Température**

On distingue deux types de mesure de température (Anonyme, 2004). La température sèche est la température réelle de l'air humide. La température humide est la température enregistrée par un thermomètre dont le bulbe est recouvert d'une mèche imprégnée d'eau et placé dans un courant d'air entre 3 et 8 m/s. Elle est toujours inférieure à la température sèche, sauf si l'environnement est saturé en eau, auquel cas les deux valeurs sont égales. Dans la plupart des cas, le terme de "température ambiante" ou "environnementale" fait référence à la température sèche, qui est en fait la température réelle mesurée en élevage.

Dans les travaux de recherche concernant les études d'interaction entre génotype et température, on distingue deux types ou sources de chaleur :

- la chaleur ambiante générée par un équipement de température contrôlée (Bordas et Mérat, 1984b ; Aho et Timmons, 1985 ; Cahaner et coll., 1993 ; Eberhart et Washburn, 1993 ; Ladjali et coll., 1995 ; Beaumont et coll., 1998) pour simuler la température ambiante naturelle,
- la température ambiante naturelle, qui varie en fonction des saisons (Yalcin et coll., 1997a, b ; Settar et coll., 1999) et/ou des régions (Mathur et Horst, 1994 ; Yalcin et coll., 1997b).

Dans les élevages de poulets, on parle de température chaude au-delà de 25°C (Mérat, 1990), de température froide en dessous de 20°C en moyenne, l'optimum se situant la plupart du temps entre 22°C et 25°C. Il est à noter qu'une hygrométrie élevée peut modifier de 2°C à 3°C la perception de la chaleur par les animaux (Yahav et coll., 2000). Si ce paramètre est rarement maîtrisé, il doit au moins être enregistré.



## 1.2. Types de stress thermiques

La notion de chaleur ou l'exposition à une température ambiante élevée recouvre deux aspects différents. Le coup de chaleur qui est un stress aigu avec une température très élevée pendant un temps relativement bref. Sa principale conséquence est une augmentation de la mortalité, souvent par étouffement. L'exposition prolongée à une température élevée chronique jusqu'à plusieurs semaines constitue quant à elle un stress ayant pour conséquence principale une baisse des performances.

Les tests se font généralement sur une courte durée allant de quelques minutes (45 min, Washburn et coll., 1992) à quelques heures (2 à 3 heures, Marks et Huston, 1973 ; Wilson et coll., 1966, 1975a), cf. tableau 2, lorsque l'on souhaite tester la résistance à un coup de chaleur. En revanche, si l'on souhaite tester les capacités de l'animal à maintenir de bonnes performances en climat chaud, les durées d'expositions sont plus longues, de quelques jours (3 à 10 jours, Hutt, 1938 ; Yamada et Tanaka, 1992) à quelques semaines (2 à 7 semaines, Kheir-Eldin et Shaffner, 1957 ; Yamada et Tanaka, 1992 ; Beaumont et coll. 1998 ; Yalçin et coll., 2001a, b).

**Tableau 2.** Exemples de durées et de températures utilisées pour l'exposition des animaux à la chaleur.

Référence	Espèce	Température d'exposition	Durée d'exposition
Hutt (1938)	Poulet (ponte)	27°C à 39.4°C	3 j
Kheir-Eldin et Shaffner (1957)	Poulet (chair)	43.3°C à 54.4°C	2 semaines
Wilson et coll. (1966)	Poulet (ponte)	41.0°C	2 h
Marks et Huston (1973)	Caille	45.6°C	3 h
Wilson et coll. (1975a)	Poulet (chair et ponte)	40.8 ± 3.0°C	3 h
Washburn et coll. (1980)	Poulet (chair)	50.0°C	4 h
Washburn et coll. (1992)	Poulet (chair)	40.6°C	45 min.
Yamada et Tanaka (1992)	Poulet (ponte)	37.0°C et 38.0°C	10 j et 38 j
Donker et coll. (1990)	Poulet (chair)	42.0°C	30 min.

En général, la durée d'exposition des animaux est d'autant plus courte que la température d'exposition augmente. Les températures d'exposition sont relativement fortes. Elles peuvent atteindre jusqu'à 50° C à 54°C pour des coups de chaleur (Kheir-Eldin et

Shaffner, 1957 ; Washburn et coll., 1980). Pour une exposition chronique à la chaleur, les températures utilisées sont plutôt voisines de 30°C mais peuvent atteindre 40°C.

### 1.3. Les critères d'évaluation de la sensibilité au stress thermique

Les critères utilisés pour l'évaluation du stress thermique sont physiologiques et/ou physiques (cf. tableau 3).

**Tableau 3.** Critères d'évaluation de la résistance à un stress thermique chez les volailles.

Etudes	Température	Espèces	Critères d'évaluation du stress chaleur
Hutt (1938)	27.8°C-39.4°C	Poulet (Ponte)	- Taux de mortalité
Fox (1951)	42.6°C	Poulet (Ponte)	- Temps de survie
Wilson et Plaister (1951)	37.8°C	Poulet (Ponte)	- Taux de mortalité
Marks et Huston (1973)	45.6°C	Caille	- Taux de mortalité
Monnet et coll., 1980	31°C	Poulet (Chair)	-Température corporelle - Taux d'hématocrite
Washburn et coll. (1980)	50.0°C	Poulet (Chair)	- Température corporelle - Prostration à la chaleur
Arad et Marder (1982a)	25.0°C – 45.0°C	Poulet (Ponte)	- Température Corporelle - Taux de Respiration - Production de chaleur
Arad et Marder (1982b)	30.0°C – 44.0°C	Poulet (Ponte)	- Température corporelle - Taux de respiration - Production de chaleur
Arad et Marder (1982c)	45.0°C	Poulet (Ponte)	- Temps de survie - Température corporelle
Bowen et Washburn (1983)	50.0°C	Poulet (Chair)	- Temps de survie - Taux d'hormone T3, T4 - Poids corporel
Bowen et Washburn (1984)	50.0°C ± 1.0°C	- Caille - Poulet (Chair)	- Temps de survie - Taux d'hormone T3, T4
Washburn et coll. (1992)	37.8°C	Poulet (Chair)	- Taux de mortalité
El-Gendy et Washburn (1992)	40.6°C	Poulet (Chair)	- Poids corporel
Eberhart et Washburn (1993)	32.0°C	Poulet (Chair)	- Gain de poids
Beaumont et coll. (1998)	32.0°C	Poulet (Chair)	- Poids et gain de poids
Yalçın et coll. (2001b)	32.0°C – 35.0°C	Poulet (Chair)	- Asymétrie relative

Ils sont liés à la survie (la durée) pour la résistance au coup de chaleur ou aux caractères de production tels la croissance pour l'exposition chronique au chaud.

Les critères physiologiques sont principalement le taux circulant d'hormones thyroïdiennes (T3 et T4) impliquées dans le contrôle de la thermogenèse et la température corporelle (Wilson et coll., 1975a ; Washburn et coll., 1980 ; Bowen et Washburn, 1984 ; Yahav, 2000). La prostration à la chaleur (évaluée par le temps à partir duquel l'animal n'est plus capable de se tenir debout droit) ou le taux de respiration ont été aussi proposés (Hutt, 1938 ; Wilson et coll., 1975b ; Washburn et coll., 1980).

Les critères zootechniques tels le poids ou le gain (ou perte) de poids sont couramment utilisés (Wilson et coll., 1975a, b ; El-Gendy et Washburn, 1992 ; Geraert et coll. 1993 ; Beaumont et coll., 1998 ; Settar et coll., 1999 ; Al-Batshan, 2002) lors d'une exposition chronique à la chaleur. Plus récemment, l'asymétrie relative (différence de poids ou de longueur entre la partie droite et gauche de l'animal) a été utilisée comme indicateur de stress causé par la chaleur (Yalçin et coll., 2001b), une asymétrie élevée témoignant d'un stress plus fort.

## **2. EFFETS DE LA TEMPERATURE**

Une température ambiante élevée constitue l'un des facteurs de mortalité les plus importants dans les pays à climat tempéré (lors d'un coup de chaleur en période estivale) et dans les pays à climat tropical (Mahmoud et coll., 1996). En outre, les effets néfastes d'une température ambiante élevée (plus de 25°C) sur les performances des volailles de souche chair et des poules pondeuses ont été étudiés par de nombreux auteurs (voir par exemple dans : Cahaner et Leenstra, 1992 ; Cahaner et coll., 1993 ; Mendes et coll., 1997 ; Al-Batshan et Hussein, 1999).

### **2.1. Les effets chez les volailles de chair**

#### *2.1.a. Effet sur la croissance*

La chaleur entraîne une réduction de poids corporel et de gain de poids respectivement de 24.3 % à 33.0 % et de 16.0 % à 43.4 % par rapport à une température normale (Leenstra et Cahaner, 1992 ; Mendes et coll., 1997 ; Yalçin et coll., 1997a ; Settar et coll., 1999 ; Yunis et Cahaner, 1999). Ces effets ont également été observés chez le dindon. Ainsi Waibel et MacLeod (1995) ont constaté que les animaux placés à température chaude (29°C) avaient perdu 74 g alors que ceux élevés à 16°C avaient un gain de poids de 39 g. Chez la dinde âgée de 14 à 16 semaines, la chaleur (30°C) diminue le poids de 12 % à 29 % (Magruder et Nelson,

1967 ; Veldkamp et coll., 2000). Entre 16 et 20 semaines, cette diminution est de 24 % sous une température de 21°C par rapport à 7°C (Noll et coll., 1991).

De plus, chez le poulet comme chez la dinde, une température légèrement réduite peut être bénéfique. Mendes et coll. (1997) observent que les animaux placés à 15.5°C présentent un poids similaire que ceux élevés à 21.1°C mais avec un indice de consommation légèrement plus élevé à 15.5°C (1.90 vs. 1.78) entre 3 et 6 semaines d'âge.

A l'opposé, exposer les animaux à une très faible température peut également constituer un stress (cf. étude de Brown et Nestor, 1973 où les dindes sont sélectionnées sur le taux de corticostérone après exposition à 4°C). Chez le canard de Barbarie, l'homéothermie est atteinte à 10°C dès l'âge de 2 jours mais il faut attendre 5 jours pour qu'elle soit atteinte à 0°C (Harun et coll., 1997).

### *2.1.b. Effets sur la consommation alimentaire*

Une **température chaude** peut entraîner de remarquables réductions dans la consommation alimentaire des animaux, ce qui pourrait expliquer la diminution des performances de croissance. En effet, la baisse d'ingestion entraîne chez l'animal une diminution de sa production de chaleur interne lui permettant de mieux maintenir son homéostasie (Yunis et Cahaner, 1999). En moyenne, la consommation baisse de 13 % à 38 % (Waibel et MacLeod, 1995; Bordas et Minvielle, 1997 ; Mendes et coll., 1997; Veldkamp et coll., 2000). De même, Bonnet et coll. (1997) ont comparé les performances de deux groupes (restreints et nourris *ad libitum*) de poulets élevés à 22°C ou 32°C. Les animaux restreints placés à 22°C présentaient une performance plus faible que ceux élevés *ad libitum* à 22°C, mais plus élevée que ceux nourri *ad libitum* à 32°C.

Une **température froide** va, à l'opposé, entraîner une augmentation de la consommation alimentaire des animaux. Des dindes exposées au froid consomment plus d'aliment que celles élevées à température intermédiaire ou cyclique, et plus encore que celles élevées au chaud (Noll et coll., 1991; Waibel et MacLeod, 1995; Veldkamp et coll., 2000), ce qui expliquerait en partie le gain de poids plus important sous une température modérément froide chez la dinde. La consommation des dindes à 15°C augmente de 34 % par rapport à celle des animaux placés à 30°C (Veldkamp et coll., 2000).

### *2.1.c. Effets sur l'utilisation métabolique de l'aliment*

Selon Larbier et coll. (1993), une exposition chronique à la chaleur entraînerait des effets néfastes sur l'aptitude de l'animal à digérer son aliment, aptitude mesurée par l'énergie métabolisable corrigée pour un bilan azoté nul (EMAn). Sur des poulets de 4 à 6 semaines élevés à 32°C, celle-ci est significativement réduite. Le pourcentage de réduction est plus prononcé pour les animaux nourris avec un régime à base de colza. En revanche, Bonnet et coll. (1997), trouvent un effet négligeable de la température sur l'EMAn.

Une température supérieure à 25°C peut aussi avoir un effet sur l'utilisation métabolique de l'aliment et entraîner une réduction de la croissance et une augmentation de l'engraissement. Celle-ci aboutit en outre à une dégradation de la qualité des carcasses expliquant aussi un mauvais indice de consommation chez les animaux élevés sous ces températures.

La digestibilité des protéines et des acides aminés est affectée par l'augmentation de la température (de 21°C à 32°C). Bonnet et coll. (1997) observent une diminution de la digestibilité de différents composants des aliments (protéines, matières grasses et amidon) pour des poulets de chair exposés à une température élevée. Waibel et MacLeod (1995) ont également observé une diminution de la rétention protéique chez des dindons âgés de 16 semaines élevés à 29°C par rapport à ceux placés à 16°C ou à une température fluctuante (16-29°C). La rétention protéique devient même négative à 18 semaines, entraînant une perte de poids dans le groupe élevé à 29°C.

## **2.2. Les effets chez les poules pondeuses**

### *2.2.a. Effet sur le nombre d'œufs et le taux de ponte*

Chez les poules pondeuses, la chaleur entraîne une diminution de la production d'œufs (cf. tableau 4). Elle engendre une baisse pouvant aller jusqu'à 54.0 % du nombre d'œufs produits en climat chaud par rapport au climat tempéré et de 7.0 % à 31.2 % du taux de ponte.

La différence d'effet de la chaleur entre les études de Mashaly et coll. (2004) et de Muiruri et Harrison (1991) pourrait s'expliquer par le système d'élevage d'une part et par les lignées d'autre part. En effet, les premiers élèvent leurs animaux en cages collectives de 4 poules alors que dans l'étude du deuxième groupe, les animaux sont au sol. De plus la lignée utilisée par Mashaly et coll. (2004) est plus productive que celle de Muiruri et Harrison (1991). Or les animaux les plus productifs sont plus sensibles aux variations de température. Dans l'étude de Bordas et coll. (1992a), la variabilité de l'effet du stress thermique est due à

la présence du gène Na, les animaux normalement emplumés étant beaucoup plus sensibles à l'effet de la chaleur.

L'effet sur le taux de ponte est à relier à une augmentation du nombre de jours de pauses, la pause étant définie comme un arrêt de ponte de 2 jours au moins. Banerjee et coll. (1982) et Bordas et coll. (1992a) ont en effet constaté que le pourcentage de pauses à 31°C était de 17 % à 37.5 % plus élevé qu'à 21°C, en fonction du génotype. La longueur moyenne des séries de ponte diminue de 26.0 % à 65.2 % au chaud par rapport à une température normale (Banerjee et coll., 1982 ; Bordas et Minvielle, 1997).

**Tableau 4.** Effets du stress thermique sur la production d'œufs.

<b>Etudes</b>	<b>Température</b>	<b>Souches</b>	<b>Caractères</b>	<b>Performances</b>	<b>Effets de la température élevée</b>
Banerjee et coll., 1982	13-23°C vs. 25-34°C	Pondeuses naines ou normales	Nombre d'œufs	83.4 à 104.5 vs. 38.4 à 65.0	-37.8 à -54.0%
Alihussain-Gadhia et coll. (1983)	Climat tempéré vs. tropical	-	Nombre d'œufs	251 vs. 207	-17.0 %
Muiruri et Harrison (1991)	25°C vs. 35°C	Plymouth Rock de Colombie	Taux de ponte	73.5 % vs. 64.0 %	- 9.5 %
Bordas et coll. (1992a)	21°C vs. 31°C	Pondeuses naines	Nombre d'œufs	84.8-91.3 vs. 67.6-83.6	-1.4 à -26.0 %
			Taux de ponte	75.4-75.9 % vs. 55.5-70.6 %	-7.0 à -26.5 %
Bordas et Minvielle (1997)	21°C vs. 31°C	Forte ou faible consommation alimentaire résiduelle	Nombre d'œufs	110.4 à 124.3 vs. 85.7 à 111.2	-16.0 %
			Taux de ponte	70.1 à 77.3 vs. 58.9 à 69.6	-12.9 %
Mashaly et coll. (2004)	23.9°C vs. 35.0°C	Lignée commerciale	Taux de ponte	87.4 % vs. 56.2 %	- 31.2 %

Ces baisses de performances s'expliquent sans doute en partie par une baisse de la consommation alimentaire. En effet, pendant un stress thermique les poules pondeuses diminuent leur consommation alimentaire de 15.5 % à 52.0 % (Monnet et coll., 1979 ; Banerjee et coll., 1982 ; Emery et coll., 1984 ; Mashaly et coll. 2004) due à une diminution de l'appétit, entraînant ainsi une baisse de poids vif de 3 % à 19 % (Alihussain-Gadhia et coll.,

1983 ; Emery et coll., 1984 ; Mashaly et coll., 2004). La consommation résiduelle est également affectée par la chaleur, d'autant plus que les poules sont peu efficaces à température ambiante (Bordas et Minvielle, 1997).

### *2.2.b. Effet sur le poids des œufs*

La chaleur exerce également un effet néfaste sur le poids des oeufs, le réduisant de 1.2 g à 9.5 g (Alihussain-Gadhia et coll., 1983 ; Emery et coll., 1984 ; Bordas et Minvielle, 1997 ; Mashaly et coll., 2004). Ces différences apparaissent plus marquées pour les poules plus lourdes, qui produisent les plus gros œufs. Ainsi, Horst et Peterson (1975) comparent l'intensité de ponte et le poids de l'œuf d'une souche de poule pondeuse légère (à œuf blanc) à une souche lourde (à œuf brun), toutes deux élevées à 34°C. Ils observent une meilleure tolérance à la chaleur des animaux plus légers, le poids des œufs baissant de 4.7 g pour la souche légère et de 6.0 g pour la souche lourde. L'effet de la chaleur sur le poids de l'œuf augmente avec l'âge des poules (Alihussain-Gadhia et coll., 1983 ; Emery et coll., 1984).

La diminution du poids de l'œuf est souvent due à une diminution du poids du jaune, ce qui suggère que la maturation folliculaire pourrait être aussi affectée par la chaleur. Celle-ci est sous la dépendance de l'hormone lutéinique, LH (Sauveur, 1988) dont la sécrétion est réduite par la chaleur (Donoghue et coll., 1989; Novero et coll., 1991). Chez des pondeuses W-36 de 1850 g, Novero et coll. (1991) observent un taux de production de LH moins élevé quand elles sont placées à 35°C dès 6 h avant l'heure prédite de l'ovulation. Cette baisse est plus marquée à l'ovulation. De plus, les poules pondent des œufs à un rythme plus rapide (71.4 % des œufs sont pondus en moins de 24 h contre seulement 13.0 % pour les poules placées à température normale, l'intervalle normal étant de 24 h à 26 h), mais cet effet est à relier à une augmentation du nombre d'œufs défectueux (mous ou sans coquille).

### *2.2.c. Effet sur la qualité de la coquille*

Des effets néfastes de la chaleur sur la qualité de la coquille ont aussi été montrés (Culton et coll., 1951 ; Banerjee et coll., 1982 ; Alihussain-Gadhia et coll., 1983 ; Emery et coll., 1984 ; Mahmoud et coll., 1996 ; Mashaly et coll., 2004). La chaleur peut entraîner une réduction de l'épaisseur de la coquille de 4.9 % (Emery et coll., 1984) à 17.6 % (Mashaly et coll., 2004). La différence entre les deux études pourrait provenir des souches utilisées. En effet, les poules White Leghorn utilisées par Emery et coll. (1984) sont moins sensibles que

les pondeuses commerciales utilisées par les seconds (Horst et Petersen, 1975). Enfin, la chaleur entraînerait une réduction de 30 % du poids de la coquille (Mashaly et coll., 2004). Cette baisse de l'épaisseur et du poids de coquille est attribuable à l'effet de la chaleur sur les mécanismes de formation de la coquille. La coquille de l'œuf est essentiellement formée de cristaux de carbonates de calcium. La chaleur (32°C) va entraîner chez l'animal une hyperventilation, une augmentation de la fréquence respiratoire passant de 30-35/min entre 21°C et 26°C à 150-175/min à 32°C (Arieli et coll., 1980). Celle-ci entraîne une perte d'anhydride de carbone (CO<sub>2</sub>) et une augmentation du pH du sang. Mahmoud et coll. (1996) ont ainsi observé sur des poules White Leghorn exposées pendant 21h à 35°C une augmentation du pH sanguin de 1.14 % (7.46 et de 7.54 avant et après exposition) et une diminution du calcium circulant de 34.7 % (variant de 6.68 mg/dL à 4.36 mg/dL). Cette alcalose (Sauveur, 1988) entraîne un manque de disponibilité du calcium nécessaire à la formation de la coquille dans l'utérus. La diminution du calcium circulant observée chez la poule pondeuse (Mahmoud et coll., 1996) et chez la dinde (Kohne et Jones, 1976) lors d'un stress thermique constant ou cyclique pourrait expliquer la faible épaisseur de la coquille et par suite la fragilité des œufs (Mueller et coll., 1969). Cette réduction du poids et de l'épaisseur de la coquille s'accompagne d'un fort taux de casse des œufs. La résistance à la rupture se trouve ainsi affectée par la chaleur (13.9 %, Alihussain-Gadhia et coll., 1983). Le pourcentage d'œufs cassés est donc de 10 à 37 % plus important au chaud qu'à température normale (Bordas et coll., 1992a ; Bordas et Minvielle, 1997). Dans une étude comparant des poules naines ou de taille normale, la proportion d'œufs cassés au chaud est même multipliée par 2.7 chez les poules normales et par 4.4 chez les poules naines par rapport à une température normale (Banerjee et coll., 1982).

### **2.3. Les effets sur d'autres caractères**

D'autres paramètres tels que l'**éclosabilité** ou la **maturité sexuelle** sont aussi affectés par la chaleur. L'éclosabilité des œufs de poules placées au chaud (31°C à 35°C) est diminuée de 11.8 % par rapport à celles élevées sous une température optimale (21°C à 25°C, Muiruri et Harrison, 1991 ; Bordas et coll., 1992a). La fertilité des œufs est également affectée (-6.4 % au chaud, Bordas et coll., 1992a), et la fertilité après insémination diminue plus rapidement au chaud qu'à température normale (Mérat et coll., 1989). L'effet de la chaleur sur l'âge au 1<sup>er</sup> œuf est plus controversé. Ainsi, Alihussain-Gadhia et coll. (1983) trouvent que la chaleur augmente de 12.7 % l'âge à la maturité sexuelle, le faisant passer de



159.5 jours en climat tempéré à 179.8 jours sous un climat tropical, alors que Bordas et coll. (1992a) et Bordas et Minvielle (1997) ne trouvent pas d'effet significatif de la température sur ce paramètre. En revanche, certains paramètres ne semblent pas être affectés par la chaleur. Ce sont la hauteur de l'albumen (Mashaly et coll., 2004), le rapport « quantité d'aliment consommé sur quantité d'œufs pondus » (Emery et coll., 1984 ; Muiruri et Harrison, 1991) et la fertilité des œufs (Muiruri et Harrison, 1991).

Une température élevée présente aussi dans certains cas des effets néfastes sur le **système immunitaire** en affectant notamment la production des anticorps (Heller et coll., 1979). Thaxton et coll. (1969) observent ainsi une baisse de la réponse immunitaire chez des animaux placés à 42°C pendant une période de 30 min toutes les quatre heures, 24 h avant l'inoculation des globules rouges de mouton. De manière générale, l'effet de la chaleur sur la réponse immunitaire va dépendre du génotype de l'animal donc de sa capacité d'adaptation à la chaleur, de la cinétique de la réponse immunitaire (Chen, 2002), de l'âge à l'injection et de la durée d'exposition à la chaleur. Ainsi Thaxton et coll. (1969) et Heller et coll. (1979) trouvent un effet après une exposition de 30 min à 1 h alors que Donker et coll. (1990) ne trouvent pas d'effet après 5 h d'exposition. De ce fait, il est difficile de prédire l'effet de la chaleur sur la réponse immunitaire (Chen, 2002).

#### **2.4. Les Particularités liées à l'utilisation d'une température cyclique**

Les effets sur les performances des animaux diffèrent selon que la température élevée est constante ou cyclique. L'effet bénéfique d'une température cyclique a été observé pour certains caractères chez des souches pondeuses (cf. tableau 5) et des poulets à croissance rapide (Noll et coll., 1991). On retrouve aussi l'effet bénéfique de la température cyclique sur le gain de poids de la dinde (Waibel et MacLeod, 1995).

**Tableau 5.** Effets bénéfiques d'une température cyclique par rapport à une température constante élevée sur la consommation alimentaire, l'intensité de ponte et la qualité de l'œuf.

Caractères	Mesures à température constante	Mesures à température cyclique	Amélioration (%)	Auteurs	Températures
Consommation alimentaire (g/poule/ j)	41.6 <sup>a</sup>	65.9 <sup>b</sup>	+36.9	Mashaly et coll. (2004)	35°C vs. 23.9°C–35.0°C
Intensité de ponte (%)	56.2 <sup>a</sup>	82.5 <sup>b</sup>	+31.9		
Poids de l'œuf (g)	46.9 <sup>a</sup>	53.5 <sup>b</sup>	+12.3		
Poids de la coquille (g)	3.50 <sup>a</sup>	4.76 <sup>b</sup>	+26.5		
Épaisseur de la coquille (× 0.01mm)	28.3 <sup>a</sup>	33.9 <sup>b</sup>	+16.5		
Épaisseur de la coquille (× 0.01mm)	18 <sup>a</sup>	23 <sup>b</sup>	+21.7	Miller et coll. (1975)	32°C vs. 26°C–38°C

A l'opposé, d'autres auteurs n'observent pas d'effet bénéfique d'une température cyclique (Stilborn et coll., 1988) voire un effet défavorable (Dale et Fuller, 1980) avec une augmentation de 15.2 % de l'indice de consommation sous la température cyclique (23°C-33°C) par rapport à la température chaude constante (31°C). Cette absence d'effet ou cet effet défavorable peut avoir plusieurs explications. Dans l'étude de Stilborn et coll. (1988), la différence entre la température cyclique élevée (24°C à 33°C, 28.5°C en moyenne) et la température constante de 24°C est faible et l'amplitude de variation de la température cyclique est forte (9°C). Or, Siegel et Drury (1970) en comparant des amplitudes de 5.5°C, 11.1°C et 16.6°C chez des poulets de souche White Plymouth Rock âgés de 8 semaines, ont conclu qu'une amplitude supérieure à 11.1°C de variation avait un effet néfaste sur la croissance des animaux. De même Thaxton et Pardue (1984) et Pardue et coll. (1985) ont trouvé qu'une température cyclique élevée conduisait à une augmentation de la mortalité et à une réduction de la vitesse de croissance moyenne chez les poulets de chair.

### 3. SOLUTIONS POUR ATTENUER LES EFFETS DEFAVORABLES D'UNE TEMPERATURE ELEVEE CHRONIQUE

Dans le cas d'un coup de chaleur, les solutions sont essentiellement techniques. Elles visent à écrêter les pics de température (Franck et coll., 1993). Nous n'aborderons pas cet aspect dans cette étude bibliographique.

Dans le cas d'une exposition prolongée pendant plusieurs jours à une température élevée, des solutions aussi bien techniques que nutritionnelles et génétiques peuvent être envisagées.

### **3.1. Conditions d'élevage**

Les effets de la chaleur peuvent être atténués par certaines pratiques d'élevage. Par exemple, des systèmes de ventilation et de refroidissement existent, mais ils augmentent sensiblement le coût de production (Al-Batshan, 2002). Une faible densité d'animaux est également une voie à ne pas négliger. La restriction alimentaire néonatale durant un stress de chaleur induit également une tolérance accrue chez le poulet à croissance rapide (Francis et coll., 1991 ; Zulkifli et coll., 1994). Barua et coll (1998) proposent, en plus de l'augmentation du taux de ventilation, l'utilisation d'aliments hautement énergétiques pendant la nuit par rapport à une alimentation moins énergétique, le jour. Le fractionnement de la distribution de l'aliment et le rafraîchissement de l'eau de boisson sont aussi des solutions possibles.

### **3.2. Acclimatation et conditionnement thermique**

La tolérance à la chaleur peut aussi être améliorée par l'acclimatation des animaux à une température élevée (Yahav et coll., 1995) ou le conditionnement thermique (Yahav et coll., 1997, 2001). Le conditionnement thermique ou acclimatation précoce, consiste en une exposition à court terme des poussins à un stress thermique durant la première semaine de vie alors que la régulation de la température corporelle et les mécanismes du « feed back » au niveau de l'axe hypothalamo-hypophyso-thyroïdien ne sont pas encore matures. Ainsi, Yahav et coll. (2001) ont exposé des poussins de 5 jours à une température de 36°C pendant 24h. On peut ainsi modifier le seuil de thermorégulation naturel (production ou perte de chaleur) au moment où il se met en place (Yahav et Mac Murtry, 2001 ; Yahav et coll., 2004). Yalçin et coll. (2001b) comparent ainsi la sensibilité au stress de chaleur (variant de 32°C à 35°C) de trois groupes de poulets de chair. Le groupe témoin (T) ne subit ni conditionnement ni

restriction alimentaire pendant la période chaude, le deuxième groupe (Cd) comporte des animaux conditionnés (exposés à 5 jours d'âge à 36°C pendant 24h) et le troisième groupe (R) des animaux mis à jeun 2 heures avant la montée en température et nourris en dehors de la période chaude. L'asymétrie relative du poids du *Pectoralis major*, utilisée comme critère de sensibilité au stress, des animaux Cd est significativement moins élevée que celles des animaux T et R (4.4 g, 5.2 g et 5.4 g respectivement). De même, De Basilio (1999) conditionne des poulets de chair de sexe mâle de 5 jours à 36°C, puis les place à température cyclique simulée (26°C - 30°C). Il observe une légère amélioration de 4 % de la croissance et de l'efficacité alimentaire par rapport aux témoins non conditionnés. Selon ce même auteur, le conditionnement thermique précoce rendrait les animaux plus résistants à un coup de chaleur ultérieur même sous les conditions de température cyclique des climats tropicaux.

L'effet de l'acclimatation passe par un changement physiologique ou comportemental à la suite d'une première exposition à une température élevée. Ce changement permet à l'animal de s'adapter et de réduire les effets causés par une température ambiante élevée survenant ultérieurement dans son environnement.

Ces méthodes seront d'autant plus efficaces que la souche a une croissance rapide et est plus sensible à la chaleur.

### **3.3. Utilisation d'animaux génétiquement résistants à la chaleur**

La résistance à la chaleur chez les oiseaux est en partie contrôlée par des facteurs génétiques. En effet, il existe une grande variabilité de résistance à la chaleur entre souches, que ce soit suite à une exposition chronique ou à un coup de chaleur (Hutt, 1938 ; Wilson et Plaister, 1951 ; Kheir-Eldin et Shaffner, 1957 ; Wilson et coll., 1966 ; Bohren et coll., 1982 ; Arad et Marder, 1982a, b, et c). Cette variabilité a également été observée à l'intérieur d'une même souche.

#### *3.3.a. Différences de résistance à la chaleur entre souches*

Dans l'espèce poule, il existe des souches avec une grande capacité de résistance à la chaleur. C'est le cas par exemple de la souche White Leghorn citée dans de nombreuses études. Suite à un coup de chaleur sur des souches commerciales, Hutt (1938) observe un taux de mortalité variant de 1.8 % chez les animaux White Leghorn à 5.2 % chez des poulets Rhode Island Red et Barred Plymouth Rock, les animaux croisés présentant un taux

intermédiaire de 2.1 %. De même, le taux de ponte des poules White Leghorn est le même qu'elles soient élevées à température normale ou à 32°C alors que celui des poules New Hampshire ou White Plymouth Rock chute à 32°C (Huston et Joiner, 1957). Plusieurs autres travaux montrent la résistance naturelle de la souche White Leghorn (cf. tableau 6). Cette supériorité de la souche White Leghorn pourrait s'expliquer par sa petite taille (Hutt, 1938) mais aussi par leur tendance à boire plus pendant l'exposition à la chaleur (Fox, 1951). En effet, ce dernier observe que lorsque les animaux sont privés d'eau pendant l'exposition à la chaleur (42.6°C), les White Leghorn sont plus sensibles à la chaleur que les White Plymouth Rock ou les Rhode Island Red, et ont une durée de survie diminuée de 14 % à 16 % par rapport à ces souches. En revanche, lorsque les animaux sont abreuvés pendant l'exposition au chaud, les White Leghorn présentent une durée de survie bien supérieure aux souches Rhode Island Red et New Hampshire (281 min vs. 150 min en moyenne).

Les animaux de **rares locales** des pays à climat chaud s'avèrent aussi plus résistants car mieux adaptés aux températures élevées. Par exemple, les races locales (Bedouin) du désert du Sinaï ont un temps de survie supérieur aux souches commerciales White Leghorn et à leurs croisements (480 min, 327 min et 427 min, respectivement, Arad et Marder, 1982a, b, c). Zérate et coll. (1988) observent cette même tendance dans leur étude comparant la résistance à la chaleur d'animaux d'une race locale d'Egypte avec celle d'animaux sélectionnés de pays tempéré (Allemagne).

Les souches à **croissance lente** présentent une résistance plus grande que les souches sélectionnées pour une forte croissance (Washburn et coll., 1980, 1992 ; Leenstra et Cahaner, 1992 ; Eberhart et Washburn, 1993). Dans deux lignées récentes (ISA et Hubbard) placées à 33°C, Al-Batshan (2002) trouve une interaction génotype × environnement significative à partir de 3 semaines. Le gain de poids des animaux ISA est moins affecté par la chaleur que celui des animaux Hubbard (-8.6 % vs. -15.7 %). Washburn et coll. (1992) observent aussi la résistance plus grande des animaux à croissance lente (ACRB pesant 800 g à 8 semaines) par rapport à des poulets de chair de type commercial à croissance rapide (pesant 1500 g à 6 semaines), lorsqu'ils sont placés à 40.6°C. Nous retrouvons la même observation dans l'étude de Yalçin et coll. (2001b) avec une asymétrie relative du *Pectoralis major* des animaux de la lignée à croissance lente moindre que celle de deux lignées à croissance rapide (4.4 % vs. 5.7 % et 5.0 %, respectivement).

La **composition corporelle** peut également affecter la résistance à la chaleur. Ainsi, les animaux maigres résisteraient mieux au stress thermique que les animaux gras. Dans deux lignées divergentes sélectionnées sur l'engraissement abdominal, Geraert et coll. (1993)

observent une divergence pour la résistance à la chaleur. A 22°C, les deux lignées ont le même gain de poids entre 5 et 7 semaines. En revanche à 32°C, la lignée maigre présente un gain de poids supérieur à la lignée grasse et seul l'indice de consommation de la lignée grasse est affecté par la température. Cette différence de sensibilité à la chaleur entre lignées maigres et grasses pourrait être due à une plus grande difficulté des animaux gras à dissiper la chaleur (McLeod et Hocking, 1993).

### *3.3.b. Différences de résistance à la chaleur intra-souche*

La différence de résistance à la chaleur a également été observée intra-souche. Par exemple, Wilson et coll. (1966) trouvent que le temps de survie au chaud varie de 54 minutes à 108 minutes selon les familles. De même Kheir-Eldin et Shaffner (1957) trouvent une large variation de la mortalité à 43°C entre les descendants de différentes familles de père (18 % à 47 % de mortalité) ou de mère (0 % à 63 % de mortalité). En revanche, Fox (1951) ne retrouve pas cette différence entre familles pour le temps de survie, mais cela pourrait être dû au faible nombre d'animaux de son étude.

**Tableau 6.** Exemples d'études de lignées soumises à un stress thermique.

Etudes	Température du test	Espèce	Génotypes*	Critères d'évaluation du stress thermique	Résultats
Hutt (1938)	27.8°C - 39.4°C	Poulet (Ponte)	WL, RIR, BPR et C	Taux de mortalité	WL < C < RIR = BPR
Fox (1951)	42.6°C	Poulet (Ponte)	WL, NH et RIR	Temps de survie	WL (281 min) > RIR = NH (150 min)
Wilson et Plaister (1951)	37.8°C	Poulet (Ponte)	WL et NH	Taux de mortalité	WL (26.8%) > NH (38.9%)
Marks et Huston (1973)	45.6°C	Caille	LS et T	Taux de mortalité	LS > T
Washburn et coll. (1980)	50.0°C	Poulet (Chair)	SCL, SCR et SCR <sub>r</sub>	Température corporelle	SCL = SCR <sub>r</sub> = 41.7°C > SCR = 41.3°C
				Durée de prostration à la chaleur	SCL (142 min) > SCR = SCR <sub>r</sub> (78.5 min)
Arad et Marder (1982a)	25.0°C – 45.0°C	Poulet (Ponte)	RL, WL, RL × WL et WL×RL	Température corporelle, taux de Respiration et production de chaleur	RL > WL et les 2 C
Arad et Marder (1982b)	30.0°C – 44.0°C	Poulet (Ponte)	RL, WL <sub>a</sub> et T	Température corporelle, taux de respiration et production de chaleur	RL > WL <sub>a</sub>
Arad et Marder (1982c)	45.0°C	Poulet (Ponte)	RL, WL, RL×WL et WL × RL	Temps de survie	RL (480 min) > C (427 min) > WL (327 min)
				Température corporelle	RL (0.12°C) > WL= C (0.17°C)
Bowen et Washburn (1984)	50.0°C ± 1.0°C	Caille	LS et T	Temps de survie	T (195 min) > LS (103 min)
Washburn et coll. (1992)	37.8°C; 40.6°C	Poulet (Chair)	SCL et broilers	Taux de mortalité	SCL (20%) < broiler (45%)
				Poids corporel	Une diminution de 50% pour les SCL vs. 70% pour les broilers
Eberhart et Washburn, 1993	32.0°C	Poulet (Chair)	SCL et broilers	Gain de poids	SCL (-16%) > broilers (-27%)

\*WL : White Leghorn ; RIR : Rhode Island Red ; BPR : Barred Plymouth Rock ; C : Croisés ; NH : New Hampshire ; LS: Lignée sélectionnée ; SCL : Souche à croissance lente ; SCR : Souche à croissance rapide ; SCR<sub>r</sub> : Souche sélectionnée pour la croissance après relaxation de la sélection ; RL × WL : Croisement mâle Rhode Island et femelle White Leghorn ; WL×RI : Croisement mâle White Leghorn et femelle Rhode Island ; WL<sub>a</sub> : White Leghorn acclimaté ; T : témoin.

### 3.3.b.1. Sélection pour une meilleure adaptation à la chaleur

La résistance à la chaleur est un caractère héritable. Quelques héritabilités de la résistance au stress thermique figurent dans le tableau 7. La plupart d'entre elles font référence à la résistance à un coup de chaleur chez les volailles. Ces héritabilités, modérées à fortes, sont confirmées par le succès des expériences de sélection divergente pour la résistance aux coups de chaleur (cf. tableau 8). Cette divergence pour la résistance à la chaleur est associée à une variabilité d'autres paramètres tels que le poids des œufs, la température corporelle et la diminution du poids corporel. Dans l'étude de Wilson et coll. (1975a), la lignée sensible pond les œufs les plus gros (56.5 g vs. 54.3 g) avec une qualité interne (unité Haugh et gravité spécifique) semblable pour les deux lignées.

**Tableau 7:** Estimations de l'héritabilité de la résistance au stress thermique.

Etudes	Température du test	Espèces	Critères d'évaluation du stress thermique	h <sup>2</sup>	
				Chaud	Normal
Wilson et coll. (1966)	41°C	Poulet (Ponte)	Temps de survie	0.38	-
Wilson et coll. (1975a)	41°C	Poulet (Ponte)	Temps de survie	0.29 ± 0.10	-
Saegusa et coll. (1976)	45°C	Caille japonaise	Temps de survie	0.38	-
Kawamoto et coll. (1983)	45°C	Caille japonaise	Temps de survie	0.50	-
Bowen et Washburn (1983)	50°C	Poulet (croissance lente)	Temps de survie	0.37	-
Bowen et Washburn (1984)	50°C	Caille	Temps de survie	0.32 ± 0.15	-
Beaumont et coll. (1998)	22°C vs. 32°C	Poulet (chair)	Gain de poids <sub>4-6</sub> * IC <sub>4-6</sub>	0.13 0.27	0.24 0.28
Settar et coll. (1999)	21°C-27°C vs. 24°C-32°C	Poulet (chair)	Poids 4 sem. Poids 7 sem. Gain de poids <sub>0-4</sub> Gain de poids <sub>4-7</sub>	0.47 0.18 0.47 0.13	0.22 0.18 0.20 0.16

\* Gain de poids<sub>4-6</sub> et IC<sub>4-6</sub>: gain de poids et indice de consommation entre 4 et 6 semaines d'âge, respectivement.



**Tableau 8:** Exemples de lignées divergentes (sensibles et résistantes) sélectionnées sur la résistance au stress thermique.

Etudes	Température	Espèce	Nombre de générations	Critères	Différence entre lignées
Wilson et coll. (1975b)	40.8°C	Poulet (Ponte)	4	Temps de survie	28 min
Bohren et coll. (1982)	40.6°C	Poulet (Ponte)	-	Taux de mortalité	22%
Kawamoto et coll. (1983)	45.0°C	Caille	5	Temps de survie	19 min

Une perte de poids plus importante a été aussi observée dans la lignée résistante par rapport à la lignée sensible (7.8 % vs. 6.9 %) par ces mêmes auteurs, aboutissant à un poids plus faible dans la lignée résistante (Wilson et coll., 1975b; Al-Batshan, 2002).

Des corrélations phénotypiques et génétiques entre les paramètres d'estimation du stress chaleur ont été estimées. Notamment, la résistance à la chaleur (temps de survie) est phénotypiquement corrélée avec le poids corporel (-0.20 à -0.33) et la perte de poids (+0.48, Wilson et coll., 1975a ; Bowen et Washburn, 1984). De même, poids et temps de prostration à la chaleur présentent une corrélation phénotypique négative (-0.67, Washburn et coll., 1980). Le temps de survie à la chaleur est génétiquement corrélé avec le poids vif (-0.54 à -0.62, Bowen et Washburn, 1984) et avec la température corporelle (-0.45, Wilson et coll., 1975a). Les animaux les plus lourds présentent un temps de prostration à la chaleur plus faible et survivent moins longtemps.

Des héritabilités ont également été estimées dans le cas d'un élevage au chaud. Ainsi, El-Gendy et Washburn (1992) trouvent que l'héritabilité du poids à 6 semaines diffère entre deux lignées divergentes sélectionnées pour la résistance à la chaleur quand elles sont élevées à 37.8°C. L'héritabilité du poids de la lignée sensible est très forte alors que celle de la lignée résistante est modérée (0.87 vs. 0.37). Cette différence de résistance s'accompagne d'une température corporelle supérieure dans les lignées sensibles (Wilson et coll., 1975a ; Al-Batshan, 2002). La variation de température corporelle entre milieu chaud et milieu tempéré est également moins élevée chez les poulets de souches ISA, plus résistants, que chez ceux de souche Hubbard (+0.1 à 0.2 °C vs. +0.5 à 0.6°C, Al-Batshan, 2002).

### *3.3.b.2. Faut-il se placer en conditions chaudes pour sélectionner des souches adaptées à la chaleur?*

Settar et coll. (1999) estiment que les interactions entre génotype et température représentent 9.5 % à 12.4 % de la variabilité du poids et de la vitesse de croissance des broilers. Ceci constitue en effet une part importante de la baisse de la productivité des élevages dans les pays chauds. Or ceux-ci utilisent en majorité des souches sélectionnées dans des pays à climat tempéré. On peut donc se demander s'il ne serait pas intéressant de sélectionner directement ces souches en climat chaud. Dans le tableau 7, on observe que si la croissance précoce avant 4 semaines est plus héritable en milieu chaud (Settar et coll., 1999), cette tendance s'annule, voire s'inverse au-delà de 4 semaines (Beaumont et coll., 1998 ; Settar et coll., 1999). Dans ce dernier cas, même si la corrélation génétique témoigne d'une réelle interaction (+0.73, Beaumont et coll., 1998) entre la croissance au chaud et au froid, elle n'est pas suffisamment faible pour justifier une sélection en milieu chaud.

De plus, pour les pays chauds, il serait intéressant de sélectionner les animaux sur l'efficacité alimentaire plutôt que sur la croissance. En effet, les animaux sélectionnés pour une meilleure efficacité alimentaire ont une réduction de la croissance au chaud moins importante que ceux sélectionnés pour un fort taux de croissance (Leenstra et Cahaner, 1991). La corrélation génétique de 0.73 entre efficacité alimentaire en milieu chaud et en milieu normal estimée par Beaumont et coll. (1998) n'implique pas la nécessité de se placer en milieu chaud pour la sélection.



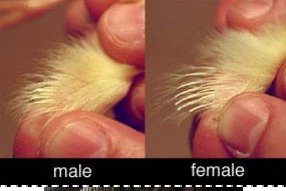



Dans le cas d'une sélection en milieu tempéré, il serait tout de même nécessaire de réaliser un testage partiel en condition chaude si on maintient une pression de sélection continue pour un caractère, notamment la croissance, les animaux les plus performants en milieu tempéré étant également les plus sensibles à la chaleur.

Outre la sélection des souches résistantes à la chaleur, l'introduction de gènes majeurs constitue une autre alternative pour maximiser la tolérance à la chaleur chez les poulets sous les conditions chaudes.

### *3.3.c. Les gènes majeurs d'adaptation à la chaleur*

Plusieurs gènes majeurs sont connus pour leur implication directe ou indirecte dans la résistance à la chaleur (cf. tableau 9). Ce sont principalement les gènes impliqués dans le

**Tableau 9:** Exemples de gènes majeurs impliqués dans la résistance à la chaleur.

Gènes	Mode de transmission	Effets		Illustration
		Directs	Indirects	
<i>Na</i> <i>Naked Neck</i> (Cou nu)	Dominant incomplet	Emplumement réduit (en particulier au cou), modifications des plumes	Augmentation des pertes par conduction et convection	
<i>F</i> <i>Frizzle</i> (Frisé)	Dominant incomplet	Plumes recourbées et réduction de l'emplumement	Augmentation des pertes par convection	
<i>K</i> <i>Slow Feathering</i> (Emplumement lent)	Dominant, lié au sexe, allèles multiples	Retard d'emplumement	Augmentation des pertes sensibles	
<i>H</i> <i>Silky</i> (Soie)	Récessif	Modification des plumes	Augmentation des pertes de chaleur par convection	
<i>Sc</i> <i>Scaleless</i> (Tout nu)	Récessif	Suppression des follicules des plumes entraînant une nudité avec une peau lisse	Augmentation des pertes par conduction et convection	
<i>dw</i> <i>dwarf</i> (Nanisme)	Récessif, lié au sexe, allèles multiples	Réduction de la taille de 30%	Réduction du besoin d'entretien et du métabolisme basal	

déterminisme de l'emplumement, comme les gènes «cou nu» (*Na*), «frisé» (*F*), le gène «scaleless» (*sc*) pour les poulets sans plumes, «emplumement lent» (*K*) et «plumage soyeux» (*H*). Ces gènes vont entraîner une réduction plus ou moins importante de l'emplumement de l'animal, facilitant ainsi les pertes de chaleur et améliorant la thermorégulation sous une température élevée. Seuls les effets des trois premières mutations (*Na*, *F* et *sc*) seront détaillés dans les paragraphes suivants. Ceux des gènes *K* et *H* sont largement détaillés dans le livre de Coquerelle (2000). Nous mentionnons également dans ce tableau le gène de nanisme *dw* qui entraîne une réduction de la taille de l'animal engendrant une diminution du besoin d'entretien ou du métabolisme basal, un meilleur rapport surface/volume et par suite une meilleure résistance à la chaleur (Coquerelle, 2000). Mais les effets de ce gène sur la production en milieu chaud sont plus controversés (Banerjee et coll., 1982) et reste inférieurs aux effets observés avec les gènes réduisant l'emplumement.

### 3.3.c.1. Le gène cou nu, *Na*

Localisée en position distale du chromosome 3 (Pitel et coll., 2000), la mutation *Na* est caractérisée par une réduction des régions emplumées, principalement sur le cou. D'autres régions telles la partie ventrale (Somes, 1990) et la face interne de la cuisse (Coquerelle, 2000) se trouvent aussi dépourvues de plumes chez les animaux porteurs de ce gène, l'effet étant plus prononcé chez les homozygotes cou-nu, *Na/Na*. Ce gène est autosomal à dominance incomplète (Crawford, 1976 ; Coquerelle, 2000). L'hétérozygote *Na/na* est cou-nu mais la réduction du plumage est moins marquée (-20 % à -30 %) que chez l'homozygote *Na/Na* (-30 % à -40 %) par rapport aux animaux normalement emplumés, *na/na* (Bordas et coll., 1978 ; Mérat, 1986). Cette différence serait même accentuée selon les saisons. En été, l'emplumement des *Na/na* est réduit de 10.4 % par rapport au printemps, alors qu'il est augmenté de 9.4 % chez les *na/na* (Raju et coll., 2004). De plus, quelle que soit la température, le génotype *na/na* présenterait de 11 % à 16 % de peau de plus que les génotypes *Na/na* et *Na/Na* (Geraert, 1995 ; Raju et coll., 2004).

La réduction du plumage augmente le taux d'irradiation de la chaleur interne produite, ce qui expliquerait l'amélioration de la thermorégulation sous une température élevée ou normale (Mérat, 1990 ; Geraert, 1995) par utilisation des graisses pour les besoins énergétiques, entraînant ainsi une diminution de l'engraissement (Geraert, 1995). L'une des conséquences immédiates de cette thermotolérance serait la valeur basse de la température

corporelle chez les animaux *Na/Na* et *Na/na* par rapport aux animaux normalement emplumés (de  $-0.08^{\circ}\text{C}$  à  $-0.50^{\circ}\text{C}$ , Yalçin et coll., 1997a ; Yahav et coll., 1998). Cette réduction de l'emplumement permettrait également de disposer de plus de protéines pour la croissance musculaire (Geraert, 1995). La diminution d'un gramme de plumes correspondrait à un gain de poids corporel, donc de muscle, de 1.5 g (Cahaner et coll., 1993). Le rendement en viande des carcasses est donc plus élevé pour les animaux cou-nu, qui ont moins de plumes mais plus de masse musculaire du filet (2 % à 7 % chez les mâles, 1 % à 5 % chez les femelles, Coquerelle, 2000).

L'utilité potentielle des poulets cou-nu pour l'élevage à température élevée a été étudiée pour la première fois dans les années 1980 mais son importance est devenue plus évidente dans les années 1990. En effet avec l'amélioration spectaculaire des performances de croissance ces dernières décennies, les animaux sont devenus plus sensibles à la chaleur (Cahaner et coll., 1993). Le gène *Na* a par exemple été étudié dans une lignée de poulets de chair élevés au printemps ou en été (Yalçin et coll., 1997b) ou à une température de  $35^{\circ}\text{C}$  (Yahav et coll., 1998). Ces auteurs ont observé une réduction de poids et de gain de poids au chaud dans les deux génotypes, mais l'effet de la chaleur a été plus accentué chez les animaux normalement emplumés (-13.0 % à -15.2 % pour le poids, -22 % à -27 % pour le gain de poids) que chez les animaux cou-nu, *Na/na* (-8.0 % à -10.5 % pour le poids, -14 % à -21 % pour le gain de poids). Cette différence se retrouve également sur le poids adulte de poules porteuses ou non du gène cou nu, moins affecté par une forte température chez les *Na/Na* (-1.9 % à -5.1 %, Monnet et coll., 1980) que chez les *na/na* (-11.6 % à -14.2 %, Monnet et coll., 1980). Concomitamment, sous une température élevée par rapport à une température normale, la consommation alimentaire diminuerait plus fortement pour les animaux. Monnet et coll. (1979) observent chez des poulettes, une diminution de la consommation plus élevée chez les animaux *na/na* (-21.4 %) par rapport aux *Na/Na* (-17.2 %), les *Na/na* étant intermédiaires (-12.3 %). De plus ces auteurs observent que la consommation des animaux *Na/Na* reste plus élevée par rapport à celle des *na/na* sous une température chaude ou normale. De plus, alors que certains auteurs (Yahav et coll., 1998 ; Raju et coll., 2004) observent que la température n'a pas d'effet sur l'efficacité alimentaire des poulets cou nu et même des poulets normalement emplumés, Cahaner et coll. (1993) observent une légère baisse de l'indice de consommation pour ces mêmes génotypes au chaud ( $32^{\circ}\text{C}$ - $35^{\circ}\text{C}$ ). De même, Monnet et coll. (1979) constatent une amélioration de l'indice de consommation au chaud plus élevée pour les poulets *Na/Na* (-12.3 %) que pour les poulets *Na/na* (-9.5 %) et *na/na* (-5.4 %).

Contrairement à Raju et coll. (2004) qui n'observent pas de différence de rendement en carcasse chez des animaux cou-nu ou à emplumement normal, en été ou au printemps (73.8 % vs. 73.0 % respectivement), Hanzl et coll. (1983a) ont observé que les animaux homozygotes cou-nu présentaient un rendement en carcasse plus élevé que les hétérozygotes et les animaux normalement emplumés (64.1 % vs. 63.8 %).

L'effet du gène *Na* est également sensible sur les caractères de ponte. Ainsi, Bordas et coll. (1992a) ont montré que le nombre d'œufs, l'intensité de ponte, le taux de casse des œufs et le pourcentage de pauses étaient 2.6 à 4.8 fois moins affectés par la chaleur chez les *Na/Na* que chez les *na/na*. De même, l'éclosabilité et la fertilité des œufs diminue de 6.1 à 10.6 fois plus au chaud chez les *na/na* que chez les *Na/Na* (Mérat et coll., 1989 ; Bordas et coll., 1992a)

### 3.3.c.2. Le gène *frisé*, *F*

Découvert en 1600 par Aldrovandi (Coquerelle, 2000), le gène *F* a été moins étudié que le gène *Na*. En 1930, Hutt découvre que ce gène est autosomal à dominance incomplète avant de lui donner le symbole *F* en 1936. Le gène « frisé » boucle et ondule les plumes, réduisant ainsi leur taille. Il cause ainsi une réduction de 40 % de la densité des plumes (Haaren-Kiso et coll., 1994). Il entraîne une augmentation de la conductibilité calorifique des plumes (Somes, 1990) par diminution de l'effet isolant du plumage (Mérat, 1990 ; Yunis et Cahaner, 1999). Sous une température normale, il n'y a pas de différence significative entre les performances des animaux frisés, *F/F* ou *F/f* et non frisés, *fff* (Haaren-Kiso et coll., 1988 ; Mathur et Horst, 1992). L'effet du gène *F* est plus marqué au chaud et permet une amélioration de 5 % à 14 % du poids et du gain de poids (Haaren-Kiso et coll., 1988 ; Cahaner et coll., 1994 ; Yunis et Cahaner, 1999). Le gène *F* permettrait aussi une amélioration de la productivité des poules par un accroissement de la masse et du nombre total d'œufs de 8.8 % à 12.6 % (Haaren-Kiso et coll., 1988, 1992 ; Abdel-Rahman et El-Hammady, 2000 ; Missohou et coll., 2003) mais n'a aucun effet sur la qualité interne des œufs (Missohou et coll., 2003). Les poules frisées seraient également plus précoces (de 7 j) que les poules de génotype normal (Abdel-Rahman et El-Hammady, 2000). En revanche, ce gène diminuerait le poids des œufs de 6 % à 9 % (Abdellatif et Horst, 1994 ; Missohou et coll., 2003).

Très souvent dans les études, le gène *F* est couplé avec le gène *Na*. La combinaison des deux gènes entraîne la dégradation du plumage (Coquerelle, 2000) mais conduit à une meilleure tolérance par rapport aux gènes pris individuellement (Haaren-Kiso et coll., 1988 ;

Mathur et Horst, 1992 ; Yunis et Cahaner, 1999). L'effet des gènes *Na* et *F* pris séparément pourrait contribuer à une amélioration des performances de croissance allant jusqu'à 43.5 % et 35.4 % respectivement (Mathur et Horst, 1992), alors que la combinaison des deux les augmenterait de 48.0 % à 59.6 % (Mathur et Horst, 1992 ; Haaren-Kiso et coll., 1994). De plus, la combinaison des deux gènes serait encore plus favorable pour la ponte que pour la croissance. Le poids et le gain de poids sont améliorés de 2 % à 5 % (Cahaner et coll., 1994; Yunis et Cahaner, 1999) alors qu'on a une amélioration de 1.5 % à 9.5 % pour la production d'œufs (Abdel-Rahman et El-Hammady, 2000) chez les animaux cou-nu-frisés par rapport aux animaux uniquement frisés ou cou nu.

### 3.3.c.3. Le gène sans écaille, *sc*

Le symbole du gène *sc* dérive du mot *scaleless* pour «dépourvu de follicule ». Ce gène autosomal récessif a été découvert par Abbott et Asmundson (1957). La mutation est caractérisée par une absence totale des plumes et des follicules. Les animaux porteurs du gène sont nus et ont la peau lisse. Les animaux sans plumes ont le génotype *sc/sc* et les normaux (emplymés), le génotype *Sc/sc*. A température normale, ces deux génotypes ne diffèrent pas en poids à la naissance (Abbott et Asmundson, 1962) mais dès 4 semaines d'âge, les *sc/sc* sont nettement plus petits (-19.5 % à -24.4 %) que les *Sc/sc* (Abbott et Asmundson, 1962 ; Johnson et Somes, 1978 ; Somes et Johnson, 1982). De plus, à 22°C, les animaux nus consomment plus d'aliments (+11.8 %) avec un mauvais indice de consommation comparé à celui des animaux normaux (3.4 vs. 2.3, Johnson et Somes, 1978). En revanche, les *sc/sc* sont plus performants sous une température de plus de 35°C (Cahaner et Deeb, 2004) voire même des températures de 43.3°C à 46.7°C (Abbott et Asmundson, 1962). Entre 30°C et 36°C, Cahaner et Deeb (2004) observe peu de variation de température corporelle et seulement 3 % de mortalité chez les animaux *sc/sc* contre une augmentation de la température corporelle de plus de 2°C et une mortalité de 32 % chez les *Sc/sc*. A température élevée, Johnson et Somes (1978) observent que les animaux *sc/sc* ont un poids carcasse plus élevé (+13.6 %), une consommation toujours supérieure mais moindre (+7.7 %) avec un indice de consommation égale à ceux des animaux *Sc/sc* (2.0 et 2.1). Les animaux *sc/sc* ont un meilleur rendement en carcasse (+3.8 %) que les *Sc/sc*, qu'ils soient au chaud ou à température normale. Au chaud, les animaux *sc/sc* sont moins gras (-46 % et -41 % dans les muscles du filet et de la cuisse) et présentent une perte en eau à la cuisson moindre que les animaux *Sc/sc* (6.8 % vs. 8.8 %, Somes et Weidenhefft, 1982). Ces avantages sont toujours présents à 22°C, bien qu'à un

degré moindre (-11 % pour le gras en cuisse, -12 % pour la perte à la cuisson), sauf pour le gras dans le filet qui est élevé (-69 %).



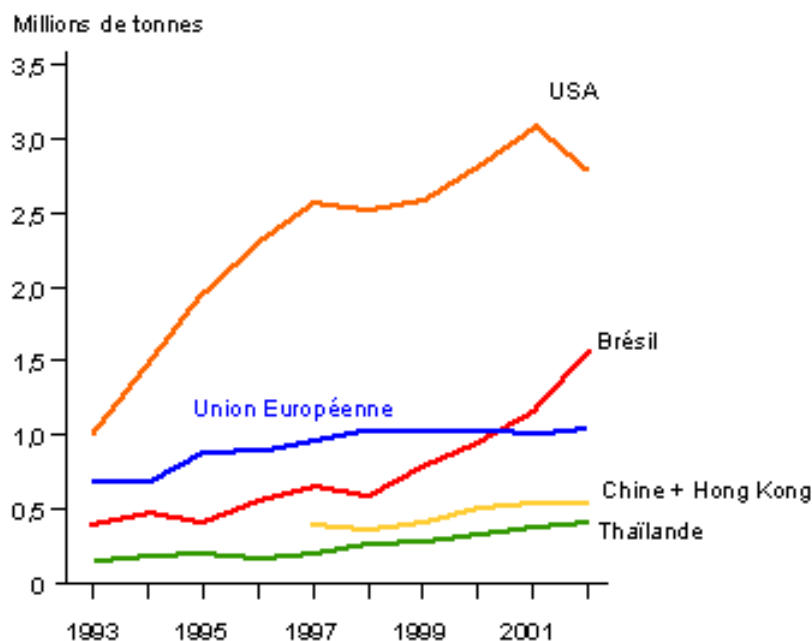
## CHAPITRE 2.2.

### INFLUENCE DU GENE COU NU SUR LA TOLERANCE A LA CHALEUR CHEZ LE POULET LABEL





Cette première partie expérimentale a pour but d'illustrer l'une des questions que se pose le sélectionneur face à la présence d'interactions entre génotype et environnement : faut-il choisir un génotype particulier pour une condition d'élevage particulière ? La gamme d'environnements en élevage est très vaste, ce qui limite voir même rend utopique la possibilité de faire un génotype pour chaque condition. Nous avons donc choisi d'étudier une variation environnementale de la température. En effet, si les productions avicoles sont présentes sous tous les climats, elles se développent actuellement fortement dans les pays émergents (Brésil, Chine, Thaïlande, ...), qui présentent pour la plupart un climat chaud (cf. figure 2, Magdelaine, 2003).



**Figure 2.** Développement des productions avicoles dans le monde (d'après Magdelaine, 2003).

De nombreuses études de l'effet de la température sur les performances du poulet de chair ont déjà été réalisées mais pour la plupart, elles ne prennent en compte qu'une température ambiante constante. Ce type de température accentue certes l'effet de la chaleur, les animaux n'ayant pas de plage de récupération, mais il ne reflète pas la réalité, dans laquelle alternent des périodes chaudes (la journée) et des périodes plus froides (la nuit), les variations jour-nuit étant même parfois très fortes sous certains climats (15-20°C dans certaines régions de la Tunisie, par exemple). Nous avons donc choisi d'étudier l'impact d'une température fluctuante plutôt que constante.

D'autre part, les études de sensibilité à la température ont pour l'essentiel porté sur des génotypes à croissance rapide. Or, les animaux à croissance rapide sont a priori plus sensibles aux variations environnementales. L'utilisation de génotypes à croissance plus lente, comme le poulet label pourrait de ce fait être intéressante à envisager. Nous avons donc souhaité vérifier quelle était la sensibilité à la chaleur des animaux à croissance lente par rapport à des animaux à croissance rapide, les données concernant les premiers étant quasiment inexistantes. De plus l'utilisation du gène Cou Nu ou *Na*, l'un des gènes responsables de la résistance à la chaleur chez les volailles, pourrait être un complément à envisager pour une meilleure adaptation à la chaleur. Là encore, les seules données existantes portent sur des poulets de génotypes à croissance rapide.

Cette étude doit donc permettre de dire, dans un premier temps, s'il est préférable de prendre un génotype label plutôt qu'un standard en environnement chaud avec une température fluctuante, et, dans un second temps, de déterminer si l'un des génotypes au gène *Na* est mieux adapté au climat chaud, parmi les labels.

Pour répondre à ces questions, nous avons choisi de balayer un large éventail de caractères qui sont la croissance, la composition corporelle, les paramètres physiologiques de sensibilité à la chaleur (température corporelle et hématoците dans notre cas) et la qualité technologique et organoleptique des produits.

INFLUENCE OF THE NAKED NECK GENE ON HEAT  
TOLERANCE, GROWTH, BODY COMPOSITION, MEAT  
QUALITY, AND SENSORY ANALYSIS OF SLOW GROWING  
BROILERS

**A.L. N'dri\*<sup>1</sup>, S. Mignon-Grasteau<sup>1</sup>, N. Sellier<sup>1</sup>, C. Beaumont<sup>1</sup>, M. Tixier-Boichard<sup>2</sup>**

<sup>1</sup> INRA, Station de Recherches Avicoles, 37380 Nouzilly, France

<sup>2</sup> INRA, UMR Génétique et Diversité Animales, 78352 Jouy-en-Josas Cedex, France

*Accepté pour publication à Livestock Science*

\* Corresponding author. Tel.: 0033247427596; Fax: 0033247427778

*E-mail address:* [ndri@tours.inra.fr](mailto:ndri@tours.inra.fr)



## 1. ABSTRACT

Influence of the Naked Neck gene, *NA*, on heat tolerance was evaluated in slow growing meat-type chickens in interaction with sex. Standard male Ross broilers were used as rapid growth controls. Fluctuating temperature was used to simulate day-night variations, i.e. 17°C to 23°C in normal and 27°C to 33°C in hot conditions. Male and female chickens were weighed twice and once a week respectively, and Gompertz function was fitted to our data to calculate theoretical age at 1 (A1K) and 2 kg (A2K). Carcass, abdominal fat, breast and leg yields were measured (CY, AFY, BRY, and LY). Meat quality was evaluated 24 h post-mortem with pH and colour (L, a\*, b\*) of the breast, and 72 h post-mortem with breast meat drip loss (DL). Rectal temperature and its variation were measured at the maximum and minimum ambient temperature at 1 and 2 kg (RT<sub>2min</sub>, RT<sub>2max</sub>, and  $\Delta$ BT<sub>2kg</sub>). Hematocrit (HCT,  $\Delta$ HCT) were measured at the same stages. Organoleptic characteristics of breast and leg muscles were studied for females from both ambient temperatures.

Significant genotype $\times$ sex $\times$ temperature interaction was observed for A2K, AFY, RT<sub>2max</sub>,  $\Delta$ BT<sub>2kg</sub>, and  $\Delta$ HCT<sub>2kg</sub>. Hot condition did not affect  $\Delta$ BT<sub>2kg</sub> and A2K in homozygous *NA* birds;  $\Delta$ BT<sub>2kg</sub> was markedly increased in all other genotypes for males but not for females. Significant genotype $\times$ environment interactions were found only for A2K and CY. Sex $\times$ temperature interactions were found for all traits except for A1K, b\*, pH, and  $\Delta$ HCT<sub>2kg</sub>. In both conditions, males reached 2kg at the same age (69 d) while females reached this weight 11 d later in hot than in normal condition. Heat decreased CY in males (-1.0 %) and increased it in females (+1.4 %). Meat was paler in males and darker in females in the hot condition leading to a difference in meat brightness between males and females only in the hot condition. Concerning sensory analysis, genotype $\times$ temperature interaction was significant for meat consistence, both in leg and breast muscles.

Effects of the *NA* gene on susceptibility to heat stress were smaller in slow growing animals than in broilers. However, heat tolerance was still improved in homozygous *NA* slow growing birds, as shown by the limited change in diurnal variation of body temperature. Furthermore, the *NA* gene improved breast meat percentage.

In contrast to broilers, where females should be recommended for production in hot climates, the present study would rather suggest that naked neck males from slow-growing meat-type 'label' chicken lines should be preferred.

**Keywords:** heat; label chicken; growth; meat quality; naked neck gene

## 2. INTRODUCTION

The adverse effects of high ambient temperature on the performance of broilers are well documented (Cahaner and Leenstra, 1992), causing a depression in feed intake and a remarkable reduction in body weight and weight gain, respectively from 9 % to 33 % and from 23 % to 25 % (Yalçin et al., 1997; Settar et al., 1999).

In birds, feathers significantly contribute to heat preservation (Deschutter and Leeson, 1986), as animals dissipate heat by conductivity through unfeathered body surfaces like comb and shanks (Yunis and Cahaner, 1999). The “naked neck” gene, *NA*, reduces feather coverage therefore increasing heat loss and improving heat tolerance (Monnet et al., 1979; Mérat, 1986; Yahav et al., 1998; Yunis and Cahaner, 1999). Naked neck broilers thus exhibit better growth rate and meat yield than their normally feathered counterparts in hot conditions (Cahaner et al., 1993; Eberhart and Washburn, 1993).

Fast-growing broilers are expected to be very susceptible to hot conditions (Cahaner and Leenstra, 1992; Leenstra and Cahaner, 1992; Cahaner et al., 1995). In fact, several studies comparing rapid and slow growing broilers established that the former were more susceptible to heat stress, in terms of mortality, growth or physiological indicators of heat tolerance (Washburn et al., 1980; Eberhart and Washburn, 1993). This could be different for French “label” type slow-growing meat-type broilers for which market regulation imposes a slaughter age older than 81 d. However except for one comparison between label and industrial broilers in winter or hot season in Morocco (Benabdeljelil and Mérat, 1992), little is known about heat tolerance of “label” type chickens. Moreover, most of the papers about heat’s effects on broiler performance have been obtained under artificially controlled conditions with constant temperature, whereas natural hot climates are characterized by a diurnal cycle of ambient temperature.

The aim of this study was therefore to evaluate the interaction between the “naked neck” gene, *NA*, in French “label” meat-type slow-growing broilers and temperate or hot fluctuating ambient temperatures on a wide range of traits, including growth, physiological indicators of heat tolerance, carcass composition, meat technological, and sensorial quality. Standard broilers were also included as rapid growing commercial controls. Special attention was given to interactions between fluctuating ambient temperature, genotype and sex.

## 3. MATERIALS AND METHODS



### 3.1. Animals and husbandry

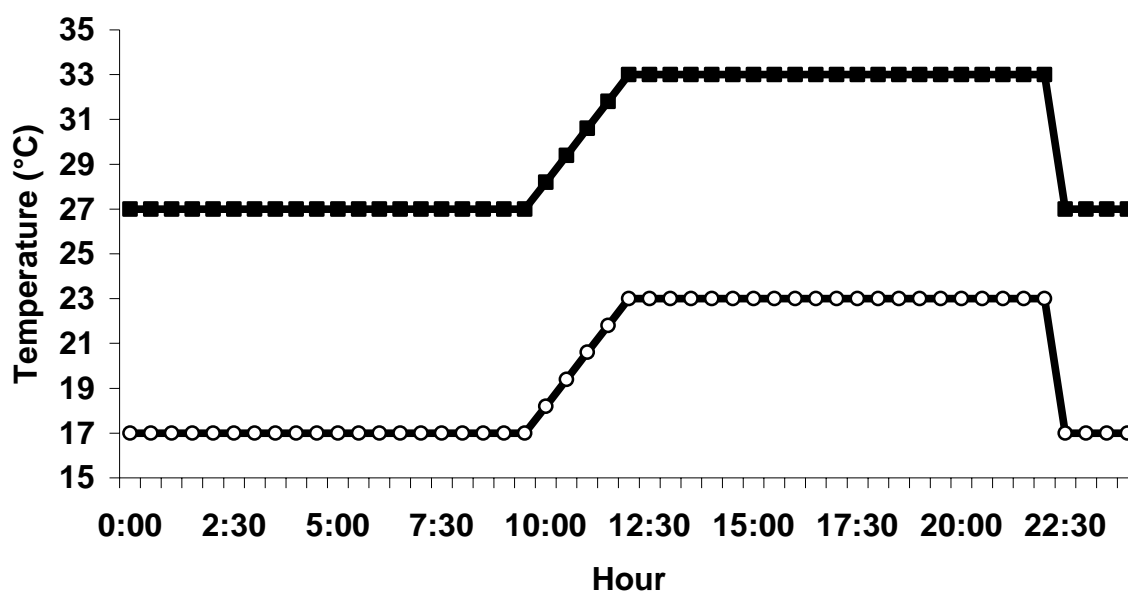
In order to work on chickens differing only by their genotype at the *NA* gene, we crossed two closely related chicken lines (naked neck, or not). In our study, animals were issued from the F3 generation; they showed all the genotypes at the *NA* locus. Four hundred and sixty slow growing meat-type males and females were used (160 heterozygous carriers *\*NA/\*N*, 140 homozygous carriers *\*NA/\*NA* and 160 normally feathered *\*N/\*N*). In addition, sixty males from a commercial broiler line (Ross breeders) were used as control birds. Each bird was wing-banded and half of the chicks from each genotype and family was randomly assigned to each of the two treatments (normal or high temperature) at 1 d. Birds were reared on floor until slaughter. Density of birds was about 8-9/m<sup>2</sup>. Throughout the experiment, birds in the two conditions had *ad libitum* access to water and a slow growing chicken diet with 80 % of cereals of middle-size milling (cf. table 10).

**Table 10.** Composition of the Starter, Growing and Finishing Diets

	Starter Diet	Growing Diet	Finishing Diet
Age (d)	0-28	29-61	62-slaughter
AME (kCal . kg <sup>-1</sup> DM)	2,831	2,938	3,020
Crude Proteins (%)	21.0	18.0	16.0
Wheat (%)	20.0	-	30.0
Corn (%)	43.1	72.5	50.0
Soybean meal (%)	31.4	21.0	10.9
Oil (%)	0.50	-	0.25
Corn gluten (%)	1.0	2.8	5.2
Calcium carbonate (%)	1.02	0.70	0.80
Dicalcium phosphate (%)	1.90	1.94	1.74
Sodium Chloride (%)	0.40	0.40	0.30
Mineral and Vitamin Premix (%)	0.50	0.50	0.50
DL-Methionine (%)	0.14	0.10	0.09
Lysine (%)	-	0.10	0.24

From hatch to 14 d, ambient temperature in the two treatments gradually decreased from 31°C-33°C to 27°C-29°C. In the hot condition, this temperature was maintained to 21 d whereas in the normal condition, temperature continued to decrease to reach 22°C-24°C at 21 d. From 22 d to slaughter, fluctuating temperature was applied, i.e. between 17°C and 23°C for normal condition and between 27°C and 33°C for hot condition, alternating every 12 h. In both treatments, maximum and minimum temperatures were obtained respectively

in the daytime (10:30 to 22:30) and at night (cf. figure 3). A 12:12 light program was applied in concordance with temperature changes. Relative humidity could not be controlled but was monitored continuously. In the hot room, it ranged from 37 % to 66 % at the minimum temperature and from 42 % to 63 % at the maximum, whereas it ranged from 60 % to 98 % and from 32 % to 90 % respectively at the minimum and maximum temperature in the normal room.



**Figure 3.** Evolution of ambient temperature by 24 h cycle in the hot (full squares) and normal (open circles) treatments.

### 3.2. Measurements

#### 3.2.a. Growth

Body weight was individually recorded twice a week for all male chickens (on Monday and Thursday morning) and once a week for the females (on Monday morning) from birth to slaughter. Growth curve was modelled with the Gompertz function using all available weights and was used to calculate the theoretical ages at 1 kg and 2 kg (A1K and A2K). As our aim was to slaughter animals at 2 kg, the standard marketing weight for broilers, birds were slaughtered at different ages depending on genotype and temperature.

#### 3.2.b. Body composition and meat quality

Feather weight (FW) was recorded only on male slow growing birds, by weighing birds just before and after plucking. Both right and left tarsus length were recorded to estimate bilateral skeletal asymmetry, and the difference between left and right tarsus (L-R) and relative asymmetry (RA) was defined as in Yalçın et al., 2001b, i.e.,  $100 \times (L-R) / (0.5 \times (L+R))$ . This trait is supposed to increase with the intensity of stress, which precludes the animal from developing a symmetric phenotype (Møller, 1994).

Each animal was dissected to obtain abdominal fat yield (AFY), breast meat yield (BRY), and leg yield (LY including thigh and drumstick but not tarsus). Yields were calculated relatively to carcass weight after 24 h of storage at 4°C and carcass yield (CY) relatively to body weight at slaughter.

Meat colour ( $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$ ) and pH were measured 24 h post-mortem from the left breast (Pectoralis major) according to Le Bihan-Duval et al. (1999). Colour was measured on the ventral side of the breast muscle using a Miniscan Spectrocolorimeter (Hunterlab, Reston, VA) as in Debut et al. (2003). High values of  $L^*$ ,  $a^*$ , and  $b^*$  indicate paler, redder and yellower meat respectively. Breast meat drip loss 72 h post-mortem (DL) was also measured according to Le Bihan-Duval et al. (1999).

### *3.2.c. Sensory analysis*

Sensory analysis was done on a representative sample of slow growing females. Twenty four breasts and legs from females of the three genotypes and temperatures (4 birds/genotype/treatment) were used. Sensory analysis was made 3 d post-slaughter by conventional profiling from animal production team “of Institut National Agronomique Paris-Grignon (France) working with 10 trained panellists. Tenderness, meat flavour, succulence and consistency were evaluated by each panellist on a 1 to 5 scale, and the final score was the sum of individual marks. In addition, a global score was given by panellists.

### *3.2.d. Body temperature and hematocrit*

Rectal temperature (RT) was measured with a digital thermometer with a 5 cm insertion probe and recorded when the reading was stable for 20 s. Rectal temperature was taken only for male chickens at 1 week of age (RT0), at 1 kg (RT1) and at slaughter (RT2). For RT1 and RT2, each male bird was measured twice at each treatment. Concerning RT1, rectal temperature was taken at the maximal temperature in the afternoon (RT1max) and at

the minimal temperature early next morning (RT1min). At slaughter, RT2 was recorded once the day before slaughter, when animal were fed and at the maximal temperature (RT2max) and once just before slaughter on starved animals and at minimal temperature (RT2min). The change in body temperature at 1 kg ( $\Delta BT1kg$  (°C) = RT1max – RT1min) and at 2 kg ( $\Delta BT2kg$  = RT2max- RT2min) was calculated for each bird. Simultaneously to RT1 and RT2 measures, a blood sample was collected from males to estimate hematocrit with the microhematocrit method (Johnson, 1955) which consists in measuring packed blood cell volumes. Blood samples were collected in heparinized capillary tubes (75 mm, diam 1.3-1.4 mm, Merck Eurolab Polylabo, Strasbourg, France). The tubes were sealed at one end and centrifuged for 10 min at 10,000 rpm (MIKRO 20, Hettich Zentrifugen, Tuttlingen, Germany). The packed red corpuscle volume was read directly as a percentage on a graphic reader. Following variables were therefore generated: HCT1min, HCT1max, HCT2min, and HCT2max for hematocrit measures,  $\Delta HCT1kg$  and  $\Delta HCT2kg$  for hematocrit variations between hot and cold periods. Hematocrit has be shown to decrease under hot condition, and especially in normally feathered birds (Monnet, 1980).

The capacity of the animal to maintain body temperature and hematocrit under stressful conditions reflects its aptitude to maintain homeostasis and variations of these traits are therefore supposed to be lower for heat tolerant birds.

### 3.3. Statistical analysis

All traits were subjected to ANOVA using the General Linear Model (SAS, 1999). As only male commercial broilers were included in the study, we performed two separate statistical analyses for performance and physiological traits, taking into account sex effect or not.

In the first analysis, only male birds were analysed with the following model:

$$y_{ijk} = \mu + T_i + G_j + T_i \times G_j + e_{ijk} \quad (11)$$

where  $y_{ijk}$  is the performance of the animal k,  $\mu$  the general mean,  $T_i$  the effect of temperature i (i = “17°C-23°C” or “27°C-33°C”),  $G_j$  the effect of genotype j (j=“Broiler”, “\*NA/\*NA”, “\*NA/\*N” or “\*N/\*N”),  $T_i \times G_j$  the interaction between temperature i and genotype j, and  $e_{ijk}$  the residual term pertaining to animal k.

Traits from sensory analysis were also analyzed with this model, considering only slow growing female birds, i.e.  $G_j$  was genotype j (j= “\*NA/\*NA”, “\*NA/\*N” or “\*N/\*N”).

The second analysis was only performed on label chickens of both sexes with the following model:

$$y_{ijk} = \mu + T_i + G_j + S_k + T_i \times G_j + T_i \times S_k + G_j \times S_k + T_i \times G_j \times S_k + e_{ijk} \quad (12)$$

where  $S_k$  is the effect of sex  $k$  ( $k$ =male or female),  $T_i \times S_k$  the interaction between temperature  $i$  and sex  $k$ ,  $G_j \times S_k$  the interaction between genotype  $j$  and sex  $k$ , and  $T_i \times G_j \times S_k$  the three-way interaction between temperature  $i$ , genotype  $j$  and sex  $k$ .

For each analysis, least square means were used to discriminate between levels of significant effects.

#### 4. RESULTS

The results of the variance analysis are shown in Table 11 for the data of male chickens, and in Table 12 for the data of label chickens of both sexes. The detailed analyses of traits exhibiting significant interactions between the main effects are shown in Tables 13 to 15. Table 16 shows the results for sensory analysis on female slow growing birds only. Results are presented by groups of traits, regarding body weight, physiological indicators and meat quality. Interactions between the main effects will be discussed first, starting with the triple interaction.

Although the condition of fluctuating temperatures was expected to be less stressful than a constant hot temperature, a high level of mortality was observed in commercial broilers (35.5 %) whereas mortality was limited to 3.8 % in label chickens ( $P < 0.01$ ; figure 4). Mortality was not different between genotypes under the normal temperature (3.6 % in broilers vs. 3.0 % in labels). Under the hot condition, broilers also died earlier than label chickens (21.3 d vs. 40.6 d, figure 4) but the difference was not significant. In order to get body composition at a similar body weight, the standard broilers were slaughtered at the age of 37 d in the normal condition, and 41 d in the hot condition, whereas the male label type chickens were slaughtered at 68 and 75 d, respectively. The female label chickens from both temperature conditions were slaughtered at 82 d. Yet, the male broilers and the female label type chickens raised in the hot condition failed to reach the expected weight of 2 kg at the time of slaughter.

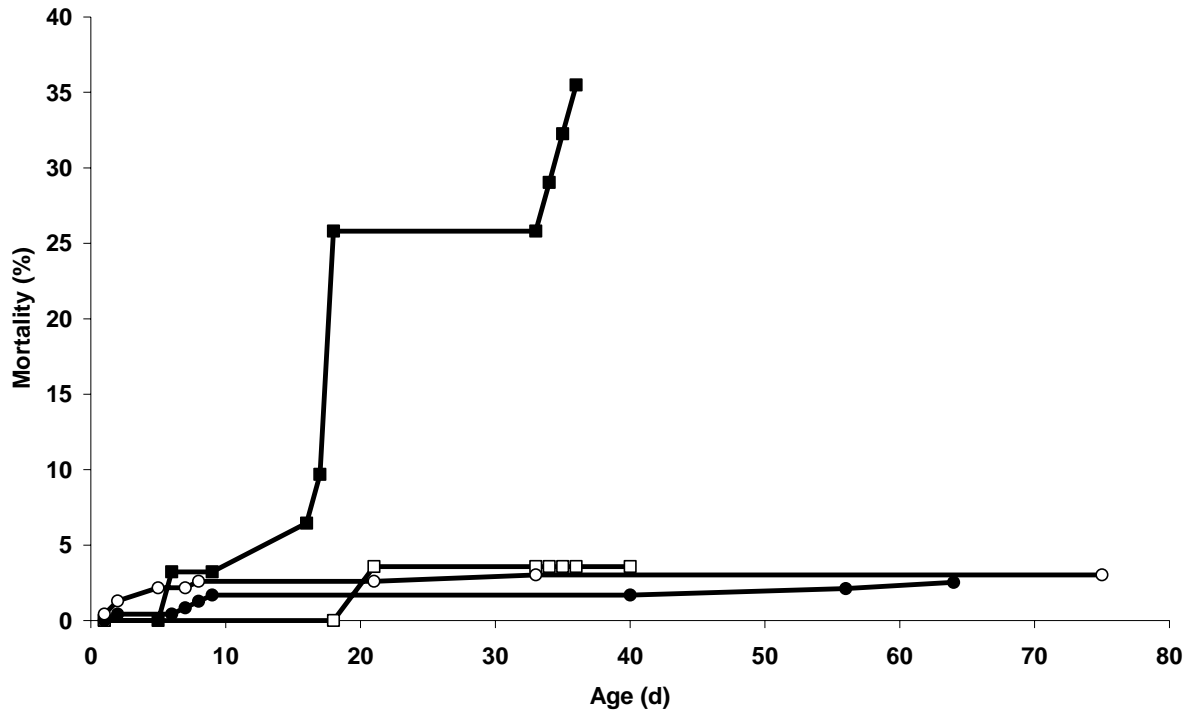
**Table 11.** Variance analysis using model 11 in males for body weight, carcass composition, meat quality and physiological indicators, means for genotypes and ambient temperature

Traits	Genotypes				Pooled SEM	Temperatures		Pooled SEM	Significance of effects <sup>2</sup>		
	Broiler	*NA/*NA	†NA/*N	*N/*N		Normal	Hot		G	T	G×T
A1K <sup>1</sup> (d)	27.0 <sup>a</sup>	41.5 <sup>b</sup>	41.0 <sup>b</sup>	41.5 <sup>b</sup>	0.3	37.0 <sup>a</sup>	38.4 <sup>b</sup>	0.2	***	***	NS
A2K (d)	40.0 <sup>a</sup>	68.5 <sup>b</sup>	68.0 <sup>b</sup>	72.0 <sup>c</sup>	0.8	60.5 <sup>a</sup>	63.7 <sup>b</sup>	0.6	***	*	NS
CY(%)	79.7 <sup>a</sup>	81.5 <sup>b</sup>	81.7 <sup>b</sup>	80.0 <sup>a</sup>	0.3	80.4 <sup>a</sup>	81.1 <sup>b</sup>	0.2	***	*	***
BRY (%)	19.0 <sup>a</sup>	17.5 <sup>b</sup>	17.1 <sup>b</sup>	16.8 <sup>c</sup>	0.1	17.5 <sup>a</sup>	17.7 <sup>a</sup>	0.1	***	NS	NS
LY (%)	29.6 <sup>a</sup>	32.3 <sup>b</sup>	32.0 <sup>b</sup>	31.7 <sup>b</sup>	0.2	30.4 <sup>a</sup>	32.3 <sup>b</sup>	0.1	***	***	***
AFY(%)	2.4 <sup>a</sup>	2.8 <sup>b</sup>	2.7 <sup>b</sup>	2.6 <sup>ab</sup>	0.1	2.5 <sup>a</sup>	2.8 <sup>b</sup>	0.1	***	***	NS
L*	49.20 <sup>a</sup>	45.80 <sup>b</sup>	46.89 <sup>b</sup>	46.35 <sup>b</sup>	0.48	47.48 <sup>a</sup>	46.64 <sup>a</sup>	0.34	***	NS	NS
a*	0.16 <sup>a</sup>	0.61 <sup>b</sup>	0.44 <sup>ab</sup>	0.57 <sup>b</sup>	0.09	0.37 <sup>a</sup>	0.53 <sup>a</sup>	0.06	***	NS	NS
b*	12.64 <sup>a</sup>	11.19 <sup>b</sup>	11.44 <sup>b</sup>	11.20 <sup>b</sup>	0.16	11.51 <sup>a</sup>	11.72 <sup>a</sup>	0.11	***	NS	*
pH	5.80 <sup>a</sup>	5.69 <sup>b</sup>	5.65 <sup>b</sup>	5.67 <sup>b</sup>	0.01	5.67 <sup>a</sup>	5.74 <sup>b</sup>	0.01	***	***	***
DL (g)	-1.46 <sup>a</sup>	-0.80 <sup>b</sup>	-0.95 <sup>b</sup>	-1.00 <sup>b</sup>	0.07	-0.90 <sup>a</sup>	-1.21 <sup>b</sup>	0.05	***	***	NS
RT0 <sup>1</sup> (°C)	41.6 <sup>a</sup>	41.7 <sup>ab</sup>	41.6 <sup>a</sup>	41.8 <sup>b</sup>	0.05	41.9 <sup>a</sup>	41.5 <sup>b</sup>	0.04	***	***	*
RT1 <sub>min</sub> (°C)	41.4 <sup>a</sup>	41.9 <sup>b</sup>	41.9 <sup>b</sup>	41.9 <sup>b</sup>	0.04	41.9 <sup>a</sup>	41.7 <sup>b</sup>	0.03	***	***	NS
RT1 <sub>max</sub> (°C)	42.6 <sup>a</sup>	42.1 <sup>c</sup>	42.2 <sup>c</sup>	42.4 <sup>b</sup>	0.04	42.0 <sup>a</sup>	42.6 <sup>b</sup>	0.03	***	***	NS
ΔBT <sub>1kg</sub> (°C)	1.18 <sup>a</sup>	0.19 <sup>c</sup>	0.24 <sup>c</sup>	0.46 <sup>b</sup>	0.06	0.11 <sup>a</sup>	0.93 <sup>b</sup>	0.04	***	***	NS
HCT1 <sub>in</sub> (%)	30.7 <sup>a</sup>	31.7 <sup>a</sup>	31.3 <sup>a</sup>	30.7 <sup>a</sup>	0.3	31.4 <sup>a</sup>	30.8 <sup>a</sup>	0.2	NS	NS	NS
HCT1 <sub>mx</sub> (%)	28.6 <sup>a</sup>	32.1 <sup>b</sup>	32.0 <sup>b</sup>	31.5 <sup>b</sup>	0.4	31.9 <sup>a</sup>	30.2 <sup>b</sup>	0.2	***	***	NS
ΔHCT <sub>1k</sub> (%)	-2.24 <sup>a</sup>	0.27 <sup>b</sup>	0.60 <sup>b</sup>	0.96 <sup>b</sup>	0.34	0.42 <sup>a</sup>	-0.62 <sup>b</sup>	0.24	***	***	NS
RT2 <sub>min</sub> (°C)	41.7 <sup>a</sup>	42.1 <sup>b</sup>	42.1 <sup>b</sup>	42.2 <sup>b</sup>	0.06	41.7 <sup>a</sup>	42.3 <sup>b</sup>	0.04	***	***	NS
RT2 <sub>max</sub> (°C)	42.7 <sup>ab</sup>	42.5 <sup>b</sup>	42.6 <sup>ab</sup>	42.8 <sup>a</sup>	0.07	42.1 <sup>a</sup>	43.2 <sup>b</sup>	0.05	*	***	***
ΔBT <sub>2kg</sub> (°C)	1.02 <sup>a</sup>	0.50 <sup>b</sup>	0.54 <sup>b</sup>	0.57 <sup>b</sup>	0.07	0.42 <sup>a</sup>	0.90 <sup>b</sup>	0.05	***	***	***
HCT2 <sub>mi</sub> (%)	30.2 <sup>a</sup>	31.7 <sup>b</sup>	31.7 <sup>b</sup>	30.9 <sup>ab</sup>	0.3	31.4 <sup>a</sup>	30.9 <sup>a</sup>	0.2	***	NS	NS
HCT2 <sub>ma</sub> (%)	30.2 <sup>a</sup>	32.7 <sup>b</sup>	32.4 <sup>b</sup>	31.8 <sup>b</sup>	0.3	31.9 <sup>a</sup>	31.6 <sup>a</sup>	0.2	***	NS	NS
ΔHCT <sub>2k</sub> (%)	-0.0 <sup>a</sup>	0.9 <sup>a</sup>	0.8 <sup>a</sup>	0.7 <sup>a</sup>	0.3	0.5 <sup>a</sup>	0.7 <sup>a</sup>	0.2	NS	NS	NS
Left foot length (mm)	73.6 <sup>b</sup>	94.5 <sup>a</sup>	94.6 <sup>a</sup>	93.1 <sup>a</sup>	0.5	87.2 <sup>a</sup>	90.7 <sup>b</sup>	0.3	***	***	NS
Right foot length (mm)	73.5 <sup>b</sup>	94.4 <sup>a</sup>	94.3 <sup>a</sup>	92.8 <sup>a</sup>	0.5	86.9 <sup>a</sup>	90.6 <sup>b</sup>	0.3	***	***	NS

<sup>a-c</sup> Means with no common superscripts in the same row differ significantly between genotypes of between temperatures; \* =  $P < 0.05$ ; \*\*\* =  $P < 0.001$ ; NS =  $P > 0.05$ ;

<sup>1</sup> A1K and A2K = theoretical age at 1 kg and 2 kg; CY, BRY, LY, and AFY = carcass, breast, leg and abdominal fat yields; L\*, a\*, and b\* = lightness, redness, yellowness of breast muscle; pH = breast meat pH 24h post-slaughter; DL = breast meat drip loss 72 h post mortem; RT0 = rectal temperature at 1 wk of age; RT1<sub>min</sub>, RT1<sub>max</sub>, HCT1<sub>min</sub>, and HCT1<sub>max</sub> = rectal temperature and hematocrit at 1 kg taken at the minimal and maximal temperatures, respectively; ΔBT<sub>1kg</sub> (°C) = RT1<sub>max</sub> - RT1<sub>min</sub>; ΔHCT<sub>1kg</sub> (%) = HCT1<sub>max</sub> - HCT1<sub>min</sub>; RT2<sub>min</sub>, RT2<sub>max</sub>, HCT2<sub>min</sub>, and HCT2<sub>max</sub> = rectal temperature and hematocrit at 2 kg taken at the minimal and maximal temperatures, respectively; ΔBT<sub>2kg</sub> = RT2<sub>max</sub> - RT2<sub>min</sub>; ΔHCT<sub>2kg</sub> = HCT2<sub>max</sub> - HCT2<sub>min</sub>.

<sup>2</sup> G: effect of genotype; T: effect of temperature; G×T: interaction between genotype and temperature.



**Figure 4.** Mortality in broilers (full symbols) and label chickens (open symbols) under hot (squares) and normal (circles) ambient temperatures.

#### 4.1. Body weight and carcass composition

A significant genotype×sex×temperature interaction was observed for age at 2 kg and abdominal fat yield (Tables 12 and 15). Age at 2 kg increased by 23.9 % in normally feathered females under hot condition whereas it did not change significantly in the other genotypes, and did not change in males, whatever the genotype. Abdominal fatness was higher in females than in males in the normal temperature, but, in the hot condition, abdominal fat yield tended to increase in males and to decrease in females, except in heterozygous *\*NA/\*N* females (Table 15). In males, the increase in abdominal fatness was relatively more important in homozygous naked neck birds than in the other two genotypes (Table 15).

A genotype by temperature interaction was observed for carcass yield and leg yield in the analysis of male performance (Tables 12 and 13). In the normal temperature, carcass yield was higher in slow-growing males than in male broilers, but, in the hot condition,

carcass yield increased in broilers and decreased in *\*NA/\*NA* birds, and did not change in the other genotypes (Table 13). Thus, in the hot condition, carcass yield was higher in broilers than in normally feathered slow-growing males, but the reverse was observed with leg yield which increased only in label chickens (+2.3 % vs. +0.5 % in broilers) under the hot condition. Within label chickens, the genotype by temperature interaction was significant for carcass yield also, and for A2K (Table 12). Normally feathered birds had lower carcass yield than naked neck carriers in the normal temperature, but there was no significant difference under the hot temperature. Age at 2 kg was not affected by the hot condition in the homozygous naked neck birds, it tended to increase in the other genotypes, to a larger extent in normally feathered birds than in heterozygous *\*NA/\*N* (+13 days vs. 8 days) and particularly in females as shown before (Table 15).

The temperature by sex interaction was observed very frequently (Table 14). It was significant for all traits measured in slow-growing broilers except for theoretical age at 1 kg (A1K). Heat delayed growth in females to a much larger extent than in males (Table 14). Heat decreased carcass yield in males (-1.0 %) and increased it in females (+1.4 %). The opposite effect was observed for breast yield, i.e. an increase in males and a decrease in females. Temperature by sex interaction on leg yield was explained by a greater increase under hot condition in males than in females (+2.34 % vs. 0.90 %).

The temperature effect may first be studied in slow-growing and broiler males for traits not showing a genotype x temperature interaction. The hot condition delayed the age at 2 kg by 3.2 days, and increased carcass, leg and abdominal fat yields (Table 11). A similar, but smaller, effect of the hot condition was found for age at one kg (+1.6 d), age at 2 kg (+6.9 d) and leg yield (+1.6 %) when considering only male and female slow growing birds (data not shown).

Regarding male performance, the effect of the genotype was mainly due to the difference between commercial broilers and slow-growing 'label' chickens, broilers grew much faster, had a higher breast yield and a lower abdominal fatness (Table 11).

Within the 'label' chickens (Table 12), the effect of the naked neck genotype may also be studied in the absence of any interaction involving the genotype. Heterozygous carriers of the *NA* mutation reached the weight of 1 kg before the other two genotypes. Weight at slaughter was higher for the carriers of the *NA* mutation as compared to the normally feathered. The homozygous naked neck birds exhibited a higher breast yield, a higher leg yield and a higher abdominal fatness, while the heterozygous carrier of the *NA* mutation showed intermediate values between both homozygous.



**Table 12.** Variance analysis for slow growing birds (males and females) using model 12, for body weight and carcass composition, meat quality traits, and indicators, means for genotypes and ambient temperature

Traits	Genotypes			Pooled SEM	Significance of effects <sup>3</sup>						
	*NA/*NA	*NA/*N	*N/*N		G	S	T	G×S	G×T	S×T	G×S×T
A1K <sup>1</sup> (d)	43.4 <sup>a</sup>	42.9 <sup>b</sup>	43.9 <sup>ab</sup>	0.2	***	***	***	NS	NS	NS	NS
A2K (d)	80.1 <sup>a</sup>	80.2 <sup>a</sup>	86.8 <sup>b</sup>	1.4	***	***	***	NS	***	***	***
Weight at slaughter (g)	2074 <sup>a</sup>	2088 <sup>a</sup>	2006 <sup>b</sup>	15	***	***	***	NS	NS	***	NS
CY(%)	83.2 <sup>a</sup>	83.0 <sup>a</sup>	81.5 <sup>b</sup>	0.2	***	***	NS	NS	*	***	NS
BRY (%)	17.8 <sup>a</sup>	17.5 <sup>ab</sup>	17.4 <sup>b</sup>	0.1	***	***	NS	NS	NS	***	NS
LY (%)	31.2 <sup>a</sup>	30.8 <sup>ab</sup>	30.7 <sup>b</sup>	0.1	**	***	***	NS	NS	***	NS
AFY(%)	3.8 <sup>a</sup>	3.7 <sup>a</sup>	3.3 <sup>b</sup>	0.1	***	***	NS	NS	NS	***	***
L*	47.40 <sup>a</sup>	48.35 <sup>a</sup>	48.15 <sup>a</sup>	0.47	NS	***	NS	NS	NS	***	NS
a*	0.41 <sup>a</sup>	0.38 <sup>a</sup>	0.36 <sup>a</sup>	0.09	NS	***	NS	NS	NS	***	NS
b*	12.0 <sup>ab</sup>	12.3 <sup>a</sup>	11.6 <sup>b</sup>	0.2	*	***	NS	NS	NS	NS	NS
pH	5.64 <sup>a</sup>	5.63 <sup>a</sup>	5.64 <sup>a</sup>	0.01	NS	***	NS	NS	NS	NS	NS
DL (g)	-0.8 <sup>a</sup>	-0.9 <sup>ab</sup>	-1.0 <sup>b</sup>	0.1	*	ND	***	ND	NS	ND	ND
FW <sup>2</sup> (g)	76.6 <sup>a</sup>	93.0 <sup>b</sup>	112.0 <sup>c</sup>	2.1	***	ND	NS	ND	NS	ND	ND
RT2 <sub>min</sub> (°C)	42.07 <sup>a</sup>	41.97 <sup>a</sup>	42.06 <sup>a</sup>	0.05	NS	***	***	NS	NS	**	NS
RT2 <sub>max</sub> (°C)	42.53 <sup>a</sup>	42.53 <sup>a</sup>	42.59 <sup>a</sup>	0.05	NS	***	***	*	NS	***	***
ΔBT <sub>2kg</sub> (°C)	0.46 <sup>a</sup>	0.55 <sup>a</sup>	0.50 <sup>a</sup>	0.06	NS	NS	NS	NS	NS	***	*
HCT2 <sub>min</sub> (%)	31.9 <sup>a</sup>	31.5 <sup>ab</sup>	30.9 <sup>b</sup>	0.2	*	NS	***	NS	NS	***	NS
HCT2 <sub>max</sub> (%)	32.0 <sup>a</sup>	31.8 <sup>a</sup>	31.2 <sup>a</sup>	0.2	NS	***	*	NS	NS	***	NS
ΔHCT <sub>2kg</sub> (%)	0.0 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.1 <sup>a</sup>	0.2	NS	***	*	NS	NS	NS	*
Left foot length (mm)	90.1 <sup>ab</sup>	90.2 <sup>a</sup>	89.1 <sup>b</sup>	0.3	*	***	***	NS	NS	***	NS
Right foot length (mm)	89.9 <sup>a</sup>	89.9 <sup>a</sup>	88.9 <sup>a</sup>	0.3	NS	***	***	NS	NS	***	NS

<sup>a-c</sup> Genotypes means with no common superscript on the same row (between genotypes) differ ( $p < 0.05$ ). \* =  $P < 0.05$ ; \*\*\* =  $P < 0.001$ ; NS =  $P > 0.05$ .

<sup>1</sup> A1K and A2K = theoretical age at 1 kg and 2 kg; CY, BRY, LY, and AFY = carcass, breast, leg, and abdominal fat yields; L\*, a\*, and b\* = lightness, redness, yellowness of breast muscle; pH = breast meat pH 24h post-slaughter; DL = breast meat drip loss; FW = feather weight; RT2<sub>min</sub>, RT2<sub>max</sub>, HCT2<sub>min</sub>, and HCT2<sub>max</sub> = rectal temperature and hematocrit at 2 kg taken at the minimal and maximal temperatures, respectively; ΔBT<sub>2kg</sub> = RT2<sub>max</sub> - RT2<sub>min</sub>; ΔHCT<sub>2kg</sub> = HCT2<sub>max</sub> - HCT2<sub>min</sub>.

<sup>2</sup> FW and DL were only recorded on slow growing males.

<sup>3</sup> ND = not determined.

**Table 13.** Least square means ( $\pm$  SE) of male traits showing significant genotype by ambient temperature interaction according to model 11

Traits	Normal ambient temperature				Hot ambient temperature			
	Broilers	*NA/*NA	*NA/*N	*N/*N	Broilers	*NA/*NA	*NA/*N	*N/*N
A2K (d)	37.5 + 1.3 <sup>c</sup>	67.6 + 1.0 <sup>b</sup>	66.4 + 1.0 <sup>b</sup>	70.4 + 1.2 <sup>ab</sup>	42.0 + 1.3 <sup>c</sup>	69.4 + 1.0 <sup>ab</sup>	70.2 + 1.1 <sup>ab</sup>	73.0 + 1.2 <sup>a</sup>
Slaughter weight (g)	1927 + 24 <sup>ab</sup>	2136 + 28 <sup>a</sup>	2158 + 29 <sup>a</sup>	2068 + 32 <sup>a</sup>	1833 + 26 <sup>b</sup>	2209 + 29 <sup>a</sup>	2186 + 33 <sup>a</sup>	2118 + 39 <sup>a</sup>
CY(%) <sup>1</sup>	76.7 + 0.5 <sup>e</sup>	82.4 + 0.4 <sup>a</sup>	82.4 + 0.4 <sup>a</sup>	79.9 + 0.5 <sup>d</sup>	82.6 + 0.6 <sup>ab</sup>	80.6 + 0.4 <sup>bcd</sup>	81.0 + 0.4 <sup>abd</sup>	80.0 + 0.5 <sup>cd</sup>
LY (%)	29.4 + 0.3 <sup>c</sup>	31.0 + 0.2 <sup>b</sup>	30.9 + 0.2 <sup>b</sup>	30.5 + 0.3 <sup>bc</sup>	29.9 + 0.4 <sup>bc</sup>	33.6 + 0.2 <sup>a</sup>	32.8 + 0.3 <sup>a</sup>	33.0 + 0.3 <sup>a</sup>
b*	12.14 + 0.26 <sup>ab</sup>	11.36 + 0.20 <sup>bc</sup>	11.37 + 0.20 <sup>bc</sup>	11.18 + 0.24 <sup>bc</sup>	13.15 + 0.30 <sup>a</sup>	11.02 + 0.19 <sup>c</sup>	11.51 + 0.22 <sup>bc</sup>	11.21 + 0.24 <sup>bc</sup>
pH	5.72 + 0.03 <sup>b</sup>	5.67 + 0.02 <sup>b</sup>	5.63 + 0.02 <sup>b</sup>	5.65 + 0.02 <sup>b</sup>	5.89 + 0.03 <sup>a</sup>	5.71 + 0.02 <sup>b</sup>	5.68 + 0.02 <sup>b</sup>	5.68 + 0.02 <sup>b</sup>
RT0 <sup>1</sup> (°C)	41.94 + 0.08 <sup>a</sup>	41.81 + 0.07 <sup>ab</sup>	41.78 + 0.07 <sup>ab</sup>	41.96 + 0.08 <sup>a</sup>	41.30 + 0.08 <sup>d</sup>	41.60 + 0.07 <sup>bcd</sup>	41.36 + 0.08 <sup>cd</sup>	41.68 + 0.08 <sup>abc</sup>
RT2 <sub>max</sub> (°C)	42.05 + 0.11 <sup>c</sup>	42.23 + 0.08 <sup>c</sup>	42.06 + 0.08 <sup>c</sup>	42.20 + 0.09 <sup>c</sup>	43.31 + 0.12 <sup>ab</sup>	42.93 + 0.08 <sup>b</sup>	43.20 + 0.09 <sup>ab</sup>	43.46 + 0.10 <sup>a</sup>
$\Delta$ BT <sub>2kg</sub> (°C)	0.61 + 0.12 <sup>bcd</sup>	0.45 + 0.09 <sup>bcd</sup>	0.27 + 0.09 <sup>d</sup>	0.34 + 0.11 <sup>cd</sup>	1.43 + 0.14 <sup>a</sup>	0.55 + 0.08 <sup>bcd</sup>	0.80 + 0.10 <sup>b</sup>	0.81 + 0.11 <sup>b</sup>
Left foot length (mm)	71.8 $\pm$ 0.7 <sup>d</sup>	93.1 $\pm$ 0.6 <sup>bc</sup>	93.0 $\pm$ 0.6 <sup>bc</sup>	90.7 $\pm$ 0.7 <sup>c</sup>	75.3 $\pm$ 0.9 <sup>d</sup>	96.0 $\pm$ 0.5 <sup>a</sup>	96.1 $\pm$ 0.6 <sup>a</sup>	95.5 $\pm$ 0.7 <sup>ab</sup>
Right foot length (mm)	71.7 $\pm$ 0.7 <sup>e</sup>	92.9 $\pm$ 0.6 <sup>bc</sup>	92.6 $\pm$ 0.6 <sup>bc</sup>	90.4 $\pm$ 0.7 <sup>c</sup>	75.8 $\pm$ 0.9 <sup>d</sup>	95.9 $\pm$ 0.5 <sup>a</sup>	95.9 $\pm$ 0.6 <sup>a</sup>	95.3 $\pm$ 0.7 <sup>ab</sup>

<sup>a-c</sup> Genotype by treatment means with no common superscript on the same column (between normal and hot condition) differ ( $p < 0.05$ );

<sup>1</sup> CY and LY= carcass and leg yield; b\*= yellowness of breast muscle; pH= breast meat pH 24h post-slaughter; RT2<sub>max</sub> = rectal temperature at 2 kg taken at the maximal condition temperature;  $\Delta$ BT<sub>2kg</sub> = RT2<sub>max</sub> - RT2<sub>min</sub> (with RT2<sub>min</sub> = rectal temperature at 2 kg taken at the minimal condition temperature).

**Table 14.** Least square means ( $\pm$  SE) of traits showing significant sex by ambient temperature interaction, in male and female slow growing birds

Traits	Normal ambient temperature		Hot ambient temperature	
	Males	Females	Males	Females
Slaughter weight (g)	2119.3 $\pm$	2049.3 $\pm$ 17.4 <sup>b</sup>	2170.9 $\pm$ 17.6 <sup>a</sup>	1882.8 $\pm$ 18.1 <sup>c</sup>
CY(%) <sup>1</sup>	81.6 $\pm$ 0.2 <sup>c</sup>	83.4 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>	80.5 $\pm$ 0.2 <sup>d</sup>	84.8 $\pm$ 0.2 <sup>a</sup>
BRY (%)	16.9 $\pm$ 0.1 <sup>c</sup>	18.3 $\pm$ 0.1 <sup>a</sup>	17.4 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	17.7 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>
LY (%)	30.8 $\pm$ 0.1 <sup>b</sup>	29.4 $\pm$ 0.14 <sup>c</sup>	33.1 $\pm$ 0.1 <sup>a</sup>	30.3 $\pm$ 0.14 <sup>b</sup>
L*	46.97 $\pm$	48.77 $\pm$ 0.68 <sup>ab</sup>	45.72 $\pm$ 0.36 <sup>c</sup>	50.41 $\pm$ 0.68 <sup>a</sup>
a*	0.44 $\pm$ 0.07 <sup>a</sup>	0.40 $\pm$ 0.13 <sup>a</sup>	0.65 $\pm$ 0.07 <sup>a</sup>	0.05 $\pm$ 0.13 <sup>b</sup>
RT2 <sub>min</sub> (°C)	41.80 $\pm$ 0.04 <sup>c</sup>	41.75 $\pm$ 0.06 <sup>c</sup>	42.44 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>	42.13 $\pm$ 0.06 <sup>b</sup>
HCT2 <sub>min</sub> (%)	31.56 $\pm$	32.57 $\pm$ 0.33 <sup>a</sup>	31.31 $\pm$ 0.23 <sup>b</sup>	30.29 $\pm$ 0.31 <sup>c</sup>
HCT <sub>max</sub> (%)	32.22 $\pm$ 0.23 <sup>a</sup>	31.80 $\pm$ 0.33 <sup>a</sup>	32.35 $\pm$ 0.24 <sup>a</sup>	30.31 $\pm$ 0.33 <sup>b</sup>
Left foot length (mm)	92.28 $\pm$ 0.35 <sup>b</sup>	85.05 $\pm$ 0.35 <sup>c</sup>	95.85 $\pm$ 0.36 <sup>a</sup>	86.02 $\pm$ 0.36 <sup>c</sup>
Right foot length (mm)	91.97 $\pm$ 0.36 <sup>b</sup>	84.87 $\pm$ 0.39 <sup>c</sup>	95.68 $\pm$ 0.36 <sup>a</sup>	85.79 $\pm$ 0.37 <sup>c</sup>

<sup>a-d</sup> Sex by temperature means with no common superscript differ ( $p < 0.05$ ).

<sup>1</sup> CY, BRY, and LY= carcass, breast, and leg yields; L\*, and a\* = lightness, and redness of breast muscle; RT2<sub>min</sub>, HCT2<sub>min</sub>, and HCT2<sub>max</sub>, = rectal temperature and hematocrit at 2 kg taken at the minimal and maximal condition temperature, respectively;  $\Delta BT_{2kg} = RT_{2max} - RT_{2min}$ ;  $\Delta HCT_{2kg} = HCT_{2max} - HCT_{2min}$ .

**Table 15.** Least square means ( $\pm$  SE) of traits showing significant genotype by sex by ambient temperature interaction in male and female slow growing birds

Traits	Genotype and sex						
	Temperature	*NA/*NA		*NA/*N		*N/*N	
		Male	Female	Male	Female	Male	Female
A2K (d) <sup>1</sup>	Normal	67.6 $\pm$ 2.4 <sup>c</sup>	92.1 $\pm$ 2.7 <sup>b</sup>	66.5 $\pm$ 2.4 <sup>c</sup>	86.1 $\pm$ 2.7 <sup>b</sup>	70.36 $\pm$ 2.77 <sup>c</sup>	91.0 $\pm$ 2.7 <sup>b</sup>
	Hot	69.4 $\pm$ 2.3 <sup>c</sup>	91.3 $\pm$ 3.2 <sup>b</sup>	70.2 $\pm$ 2.7 <sup>c</sup>	98.2 $\pm$ 2.7 <sup>b</sup>	73.05 $\pm$ 2.85 <sup>c</sup>	112.8 $\pm$ 3.2 <sup>a</sup>
Slaughter weight (g)	Normal	2136 $\pm$ 28 <sup>abc</sup>	2041 $\pm$ 30 <sup>cde</sup>	2155 $\pm$ 28 <sup>abc</sup>	2056 $\pm$ 30 <sup>cde</sup>	2069 $\pm$ 32 <sup>bcd</sup>	2049 $\pm$ 30 <sup>cde</sup>
	Hot	2209 $\pm$ 26 <sup>a</sup>	1907 $\pm$ 36 <sup>ef</sup>	2197 $\pm$ 30 <sup>ab</sup>	1941 $\pm$ 29 <sup>de</sup>	2107 $\pm$ 34 <sup>abc</sup>	1800 $\pm$ 29 <sup>f</sup>
AFY (%)	Normal	2.56 $\pm$ 0.17 <sup>d</sup>	4.96 $\pm$ 0.18 <sup>a</sup>	2.72 $\pm$ 0.17 <sup>d</sup>	4.45 $\pm$ 0.18 <sup>ab</sup>	2.46 $\pm$ 0.20 <sup>d</sup>	4.28 $\pm$ 0.18 <sup>ab</sup>
	Hot	3.15 $\pm$ 0.15 <sup>cd</sup>	4.42 $\pm$ 0.21 <sup>ab</sup>	3.00 $\pm$ 0.18 <sup>d</sup>	4.57 $\pm$ 0.18 <sup>ab</sup>	2.76 $\pm$ 0.20 <sup>d</sup>	3.86 $\pm$ 0.17 <sup>bc</sup>
RT2 <sub>max</sub> (°C)	Normal	43.20 $\pm$ 0.08 <sup>ab</sup>	42.55 $\pm$ 0.12 <sup>cde</sup>	42.06 $\pm$ 0.08 <sup>f</sup>	42.29 $\pm$ 0.11 <sup>def</sup>	42.20 $\pm$ 0.09 <sup>ef</sup>	42.33 $\pm$ 0.11 <sup>def</sup>
	Hot	42.93 $\pm$ 0.07 <sup>bc</sup>	42.74 $\pm$ 0.11 <sup>bcd</sup>	43.20 $\pm$ 0.08 <sup>ab</sup>	42.55 $\pm$ 0.12 <sup>cde</sup>	43.46 $\pm$ 0.09 <sup>a</sup>	42.37 $\pm$ 0.11 <sup>def</sup>
$\Delta$ BT <sub>2kg</sub> (°C)	Normal	0.45 $\pm$ 0.09 <sup>ab</sup>	0.45 $\pm$ 0.09 <sup>ab</sup>	0.27 $\pm$ 0.09 <sup>b</sup>	0.66 $\pm$ 0.14 <sup>ab</sup>	0.34 $\pm$ 0.11 <sup>ab</sup>	0.59 $\pm$ 0.14 <sup>ab</sup>
	Hot	0.55 $\pm$ 0.09 <sup>ab</sup>	0.45 $\pm$ 0.14 <sup>ab</sup>	0.80 $\pm$ 0.10 <sup>a</sup>	0.44 $\pm$ 0.15 <sup>ab</sup>	0.81 $\pm$ 0.11 <sup>a</sup>	0.25 $\pm$ 0.14 <sup>b</sup>
$\Delta$ HCT <sub>2kg</sub> (%)	Normal	0.93 $\pm$ 0.36 <sup>a</sup>	-2.25 $\pm$ 0.55 <sup>b</sup>	0.42 $\pm$ 0.37 <sup>a</sup>	0.11 $\pm$ 0.60 <sup>ab</sup>	0.63 $\pm$ 0.43 <sup>a</sup>	-0.48 $\pm$ 0.52 <sup>ab</sup>
	Hot	0.95 $\pm$ 0.33 <sup>a</sup>	0.45 $\pm$ 0.53 <sup>a</sup>	1.11 $\pm$ 0.38 <sup>a</sup>	0.11 $\pm$ 0.53 <sup>ab</sup>	0.86 $\pm$ 0.43 <sup>a</sup>	-0.50 $\pm$ 0.57 <sup>ab</sup>

<sup>a-f</sup> Means with no common superscript on the same row (between genotypes, sex in normal and hot temperature) differ ( $p < 0.05$ ).

<sup>1</sup> A2K= age theoretical at 2 kg; AFY= abdominal fat yield; RT2<sub>max</sub>= rectal temperature at 2 kg taken at maximal condition temperature;  $\Delta$ BT<sub>2kg</sub>= RT2<sub>max</sub> - RT2<sub>min</sub>;  $\Delta$ HCT<sub>2kg</sub>=HCT2<sub>max</sub> - HCT2<sub>min</sub> (with RT2<sub>min</sub>, HCT2<sub>min</sub>, and HCT2<sub>max</sub>= rectal temperature and hematocrit at 2 kg taken at the minimal or maximal condition temperature respectively).

**Table 16.** Least square means of sensory analysis traits of female slow growing birds according to genotype and ambient temperature

Traits	Temperature	Genotypes					
		*NA/*NA	*NA/*Na	*N/*N	*NA/*NA	*NA/*N	*N/*N
Flavour	Normal	Breast muscle			Leg muscle		
	Hot	22.7	21.7	22.0	25.3	22.3	25.8
Tenderness	Normal	24.0	20.8	22.4	24.7	27.3	22.7
	Hot	32.8	31.0	31.0	29.8	25.1	25.8
Succulence	Normal	28.5	29.1	29.1	28.6	27.6	29.5
	Hot	30.1	28.6	28.3	29.2	23.6	26.8
Consistence *	Normal	27.6	28.4	28.1	26.2	27.8	28.7
	Hot	24.6 <sup>b</sup>	25.5 <sup>ab</sup>	26.5 <sup>ab</sup>	19.9 <sup>ab</sup>	23.3 <sup>ab</sup>	29.3 <sup>a</sup>
	Hot	30.5 <sup>a</sup>	25.6 <sup>ab</sup>	25.2 <sup>ab</sup>	23.2 <sup>ab</sup>	24.2 <sup>ab</sup>	22.9 <sup>a</sup>

\* Means with no common differ ( $p < 0.05$ ).

## 4.2. Physiological indicators

A significant genotype $\times$ sex $\times$ temperature interaction was observed for RT2<sub>max</sub>,  $\Delta$ BT<sub>2kg</sub>, and  $\Delta$ HCT<sub>2kg</sub> (Tables 13 and 15). RT2<sub>max</sub> and  $\Delta$ BT<sub>2kg</sub> were not significantly affected by the hot condition in homozygous \*NA/\*NA birds, whatever the sex. However,

RT2<sub>max</sub> and  $\Delta$ BT<sub>2kg</sub> were significantly increased by the hot condition in the other two genotypes for the males, but not in females which did not show significant changes (Table 15). The trend observed in females was even opposite, with a slightly lower  $\Delta$ BT<sub>2kg</sub> in the hot condition. The third order interaction observed for the variation in hematocrit between minimal and maximal temperature at 2 kg ( $\Delta$ HCT<sub>2kg</sub>) was certainly due to the marked negative value observed for female *\*NA/\*NA* birds in the normal condition (Table 15).

For analysis in males only, the interaction between genotype and temperature was significant for RT2<sub>max</sub> and  $\Delta$ BT<sub>2</sub> (Tables 11 and 13).  $\Delta$ BT<sub>2</sub> was not different under normal or hot condition in homozygous naked neck birds, whereas it increased for the other genotypes under the hot condition, this increase being much higher in standard broilers (Table 13). Regarding RT2<sub>min</sub>, there was no interaction, it was increased by the hot condition and it was higher in label chickens than in broilers, whatever the naked neck genotype. Regarding hematocrit measurements, there was no genotype $\times$ temperature interaction, hematocrit tended to decrease in the hot condition, and was higher in label chickens than in broilers (Table 11).

Within label chickens of both sexes, there was no interaction between the naked neck genotype and temperature for body temperature and there was no effect of the genotype on these traits (Table 12). A significant sex by temperature interaction was observed for all traits except  $\Delta$ HCT<sub>2kg</sub>. Effect of heat on RT2<sub>min</sub> and RT2<sub>max</sub> was more important in males than in females (Table 14). These traits were therefore different between sexes with heat, but not under normal temperature. A rank inversion was observed for  $\Delta$ BT<sub>2kg</sub> between males and females, as heat affected this trait in males only (Table 14).

Finally, shank length exhibited a significant sex by temperature interaction, due to a much larger effect of the hot condition in males (Table 14). Yet, there was not significant interaction, and no significant effect of either genotype or temperature on asymmetry measurement (Table 12).

Hematocrit decreased in hot condition at 1 kg, especially HCT1<sub>max</sub>. The same trend was observed at 2 kg but it was not significant.

### **4.3 Meat quality traits**

There was no third order interaction for meat colour and pH measurement (Table 12).

For analysis on males, the interaction between genotype and temperature was significant for b\* and pH<sub>u</sub> (Tables 11 and 13). Breast pH was affected by heat only in

broilers (+0.17 vs. +0.04 in labels, Table 13) and the naked neck genotype did not affect this variable either in hot or normal conditions. The hot condition did not affect yellowness of meat in label chickens but increased it in broilers (Table 13). There was no effect of the naked neck genotype. In the absence of genotype by temperature interaction, meat was paler and redder for broilers than for 'label' chickens (Table 11). Breast meat was slightly less acid (+0.07 for pH) and had higher drip loss (+0.31 g) under hot condition (Table 11).

Within the 'label' chickens, there was a significant sex by temperature interaction for L\* which was due to an inversion of effect in both sexes, i.e. meat was paler with heat in males, and darker in females (Tables 12 and 14). Therefore, brightness of meat was not different between males and females in the normal condition, but was significantly different between sexes in the hot condition (Table 14). In the absence of any interaction, the effect of sex was significant for pH and yellowness (Table 12). The naked neck genotype did not affect meat brightness, pH and redness, but there was a slightly higher value of yellowness in the heterozygous *\*NA/\*N* genotype. No effect of temperature was observed except for breast meat drip loss (DL). Meat drip loss in hot condition was much higher than the one in normal condition (1.10g vs. 0.74g, Table 12).

Regarding the sensory analysis which was done only in female 'label' chickens, a significant interaction between the naked neck genotype and temperature was found for meat consistence, in both muscles (Table 16), whereas no effect of temperature or genotype could be observed for all sensory quality traits (data not shown). Consistence of breast meat increased under hot temperature for homozygous naked neck birds whereas it remained unchanged in the other genotypes (Table 16). In the leg muscle, the hot temperature decreased meat consistence in normally feathered birds, but tended to increase it in the carriers of the *NA* mutation. No significant effects of either temperature or the naked neck genotype were observed on flavour, tenderness and succulence.

According to the global score for sensory analysis, (data not shown) leg muscle in hot temperature was judged better than the one under normal temperature. No difference was noticed for breast muscle between the two ambient temperatures. Hot temperature tended to increase tenderness in leg but to decrease it in breast.

## 5. DISCUSSION

While many studies on genotype by environment interactions have been conducted on naked neck broilers (Hanzl and Somes, 1983a; Yalçın et al., 1998; Deeb and Cahaner,

1999, 2001), most of them were restricted to growth and body composition (carcass and breast yield or weight particularly) and in most cases, significant interactions were detected. In this study we chose to fit a growth curve because it minimizes the background noises and better synthesises data than body weight at given ages. Furthermore, meat quality traits and sensory analysis were done for the first time with these genotypes at a high temperature.

Finally, some general remarks should be made. Firstly, the high mortality rate of the standard male broilers as compared to label chickens showed that the rearing conditions were indeed stressful, but label chickens were much less affected than broilers. It is to note that, even if the difference was not significant, broilers tended to die much sooner than label chickens under hot condition. Asymmetry criteria were used as an indirect measure of stress, but did not show any significant effects of temperature or genotype. According to Yang et al. (1997), deviations from symmetry may reflect ability of individuals to resist stress of genetic or environmental origin. According to our results, asymmetry, at least of tarsus, does not seem to be relevant under chronic heat stress with cyclic temperature changes. Yalçin et al. (2001b) have shown that relative asymmetry was lower for skeletal traits (shank length, width and weight) than for traits associated with muscle (*Pectoralis major* and *Pectoralis minor*). Second, age at slaughter could be a major parameter to explain the differences observed. Since the aim was to slaughter the animals at a given weight, age at slaughter varied greatly between genotypes and sexes.

### **5.1. Genotype by environment interaction in males (broilers and slow growing birds)**

Slow growing animals are known to be less sensitive to heat (Washburn et al., 1980). Internal heat production in hot conditions is known to be higher in broilers than in slow growing lines (Washburn et al., 1980; Deeb and Cahaner, 2001; Yalçin et al., 2001a). Indeed, we observed that rectal temperature under the normal condition was lower in broilers than in label, whatever the genotype at the *NA* locus. However, under the hot condition, broilers rectal temperature was higher, thus resulting in greater body temperature variation at 1 and 2 kg. In the slow growing label chickens, the minimum body temperature was not affected by the naked neck genotype but the maximum value was higher in normally feathered and heterozygous naked neck chickens, and was not different from the maximum value found in commercial broilers. The diurnal variation of body

temperature was lower in label chickens, which probably explains why they were less affected by the hot condition than broilers, and this variation was also lower in the homozygous naked neck chickens. Indeed, the temperature variation is considered to be a more important factor for heat tolerance than the basal temperature (Berman, 1973). Thus, as in previous studies (Monnet et al., 1979; Deeb and Cahaner, 1999), a reduction in feather mass by the *NA* gene was shown to limit the increase in body temperature under high ambient temperature. Label chickens exhibited also higher values for shank length, which may contribute to increase heat dissipation in hot temperature.

The significant genotype by temperature interaction observed with male birds on carcass yield and breast meat quality was rather due to differential responses to heat of broilers and label chickens, than to the naked neck gene. The broilers were particularly more affected by the hot condition for meat quality traits than the label chickens. The effect of temperature on meat quality of birds differing by their genotype for the *NA* gene was not studied previously, and it was found here that pH or meat colour were not affected by the hot condition in slow-growing chickens, whatever the naked neck genotype. However, the naked neck genotypes were differentially affected by the hot condition regarding carcass yield, which was decreased in the carriers of the *NA* gene in the hot condition; but was not affected in the normally feathered label chickens. Thus, at a normal temperature, carriers of the *NA* gene exhibited a better carcass yield than the normally feathered chickens, but this effect was not maintained in the hot condition. These results differ from those obtained in a former study by Hanzl and Somes (1983a) who studied naked neck broilers under constant temperature (21°C vs. 38°C).

## **5.2. Genotype by environment interaction in slow growing birds**

Three-way interaction ( $G \times S \times T$ ) between genotype, sex, and temperature (Table 15) were observed for age at a given weight of 2 kgs, and for abdominal fat yield.  $G \times S \times T$  interactions were reported before by Leenstra and Cahaner (1992) particularly for abdominal fat, where genotypes consisted in pairs of divergent lines selected on different broiler traits. In the present study, growth was markedly more affected by the hot condition in females than in males, and, within females, the homozygous naked neck birds were the least affected by the hot condition. This could be surprising since females have a slower growth rate than males and would be expected to be less affected by heat, as shown in broilers (Leenstra and Cahaner, 1992). However, in the present study, females were also



much fatter than males, and leanness was found to improve heat tolerance in broilers at a given body weight (Geraert et al., 1993). In experimental broiler lines, Leenstra and Cahaner (1992) also found that heat increases abdominal fatness in males and decreases it in females. Yalçin et al. (1999) reported adverse findings. They found G×S×T interaction for carcass yield rather than for abdominal fat yield. However, their study differed from ours in the slaughter age of birds, which was younger (7 wk vs. 10 wk) so that abdominal fat was probably not as different between sexes. Moreover they used cold fluctuating temperature (13°-21°C) compared to the normal temperature used in the present study. Indeed, according to these results for heterozygote and normally feathered birds, there is no difference between sexes for carcass yield under cold temperature while under hot condition, males feathered birds exhibited lower carcass yield than the other birds.

Regarding physiological indicators, the G×S×T was very important for body temperature. The diurnal variation in body temperature was much more pronounced in males than in females especially under the hot condition, and these variations depended also on the naked neck genotype. Body temperature of females was more stable under hot condition. Thus, the present findings show that heat tolerance mechanisms are affected by the naked neck gene and by sex, effects observed on one sex should not be extrapolated to the other sex without any experimental evidence.

In addition to the G×S×T interaction, a single trait showed a G×T interaction, which is carcass yield. Hot temperature decreased carcass yield of naked neck birds while it had no significant effect for normally feathered birds. Yalçin et al. (1999) reported that all genotypes for the *NA* gene exhibited the same carcass yield in both ambient temperatures. But their study was performed on fast growing birds. In addition, they only studied heterozygote and normally feathered birds but no homozygote naked neck birds where the naked neck gene expresses its effect at a 'double dose'. Hanzl and Someš (1983a) reported the presence of genotype by temperature interaction for carcass weight but not for carcass yield. Normally feathered birds reached significantly greater carcass weight than *\*NA/\*NA* birds at 21°C, while at 38°C, the *\*NA/\*NA* were significantly heavier. In both temperatures *\*NA/\*N* birds were similar to *\*N/\*N* birds. For breast meat percentage, in contrast to our results, Deeb and Cahaner (2001) found that in normal temperature all genotypes were similar (16.2 %) while in hot condition *\*NA/\*N* birds exhibited a greater percentage than *\*N/\*N* (16.7 % vs. 15.1 %).

Most of the traits exhibited a sex by temperature interaction. Females were slaughtered at a later age (7 days later than males) and could not even reach the expected weight of 2 kg, in the hot condition their slaughter weight was about 300 g less than the slaughter weight of males. Thus, females were kept for a longer time in the hot condition than males, and might have been more affected by heat. Three-way interactions between genotype, sex and age were also reported (Leenstra and Cahaner, 1992) comparing two stages, 6 weeks of 8 weeks, in experimental broiler lines. In the present study, the range in age variation was larger, suggesting that slow-growing chickens were more affected by the hot condition with increasing age. This may not be seen in broilers, since their fast growing rate increases their susceptibility to heat already at a young age.

A genotype by sex interaction was observed only for maximal body temperature and was due to the fact that female birds exhibited the same body temperature whatever the naked neck genotype, whereas body temperature of males depended on the ambient temperature. This lack of effect of the *NA* gene in females could be associated with the smallest growth rate of females as compared to males. Indeed the effect of the *NA* gene was particularly obvious in heavy birds (Horst and Rauhen, 1986; Eberhart and Washburn, 1993). However, no genotype by sex interaction ( $G \times S$ ) was found by Deeb and Cahaner (1999) for body temperature.

An effect of the *NA* gene was observed on several traits that could be seen as a general effect in the hot condition, irrespective of interactions. Carriers of the *NA* gene exhibited a better carcass, breast, and leg yields, and tended to have more abdominal fat. These results are consistent with previous studies which showed that naked neck birds exhibited higher breast percentage (Yalçin et al., 1999; Deeb and Cahaner, 1999) and better carcass yield (Yalçin et al., 1999) as compared to their fully feathered sibs. At the opposite, Yalçin et al. (1999) could not observe any effect of the *NA* gene on fattening maybe because the authors considered abdominal fat weight and not yield, and studied fast growing birds. The advantage of *NA* carriers according to Mérat (1986) may be explained by a lower feather production increasing the protein level available for other tissues, particularly muscle. Also, the fact that naked neck birds have a lower body temperature may facilitate protein deposition, since lean tissues have a higher metabolic heat production as compared to fat tissues, and naked neck birds may better cope with an increased metabolic heat.

Our results are the first, to our knowledge, on the effect of heat and *NA* gene on meat quality. No interactions were observed, except for sex and temperature on colour.

Irrespective of the *NA* gene, female breast meat tended to be less coloured under hot condition while in males no effect could be observed. But no variation could be observed in breast meat pH under both temperatures (data not shown). Debut et al. (2003) also observed only a small effect of an acute heat stress on meat technological quality when comparing fast and slow growing lines. Perhaps, this slight difference could be explained by the smaller breast yield of females.

In addition to technological quality, meat organoleptic quality was also assessed in females using an analytic assessment of quality (Beaumont et al., 2004). Such a procedure was already used by Bastiaens et al. (1991) to compare the three genotypes at the *NA* locus at normal temperature in broiler strains, while Hanzl and Somes (1983b) investigated G×T interaction in 8 weeks old broilers. In the present study, the high ambient temperature was found to increase consistence for both breast and leg muscles in homozygous *\*NA/\*NA* birds only, while consistence of leg muscle was higher for normally feathered birds in the normal temperature. No effect of the *NA* gene could be found on organoleptic quality of female label chickens. This result was in agreement with previous reports by Bastiaens et al. (1991) who found no effect of the *NA* gene on tenderness or juiciness of the meat. As sex by temperature interactions were frequently observed in this study, it should be interesting to verify on males our results, which were obtained on females only. Finally, few data are available in the literature for meat quality in hot conditions with a slaughter age of 12 wk. But in the whole these results are consistent with those observed on a very large sample on technological quality traits (Debut et al., 2003), suggesting little dependency if any, between traits of quality and chronic heat stress.

## 6. CONCLUSION

Effects of the *NA* gene on susceptibility to chronic heat stress were smaller in slow growing animals than in broilers, which may be related to their lower growth rate. Yet, the *NA* gene significantly improved heat tolerance in males, as revealed by the limited effect of high ambient temperature on diurnal variation of body temperature in homozygous naked neck birds. A positive effect of the naked neck gene was observed on breast yield. The main result of this study was the importance of interactions between sex and temperature, with, in a few cases, a third order interaction between the naked neck genotype, sex and temperature. This underlines the importance for further studies on resistance to heat stress taking into account both sexes. In broilers, it was recommended to prefer females for hot

climates, but males of slow-growing lines may also be easily raised in hot climates as their growth rate, leg yield and meat colour is better than those of females, with a similar breast yield and a lower fat yield than females. Finally, as for rapid growing chickens, there is an interest in rearing *NA* carrier slow-growing birds under hot fluctuating temperature. In fact, they still show a better heat tolerance in males as indicated by body temperature at 2 kg, a less affected growth in females, and a similar carcass composition and meat quality than normally feathered birds.

## **7. ACKNOWLEDGEMENTS**

This work has been supported by SASSO (Sélection de la Sarthe et du Sud-Ouest, Contract B04677). Thanks are also extended to people particularly, K. Gérard, B. Guillerm, and F. Breton for animal breeding and J. L. Le Pierrès of Zootechny team of INAPG (Institut National Agronomique Paris-Grignon) for sensory analysis. Thanks are also due to Avigdor Cahaner for his useful suggestions in the preparation of the experiment.

## **8. REFERENCES**

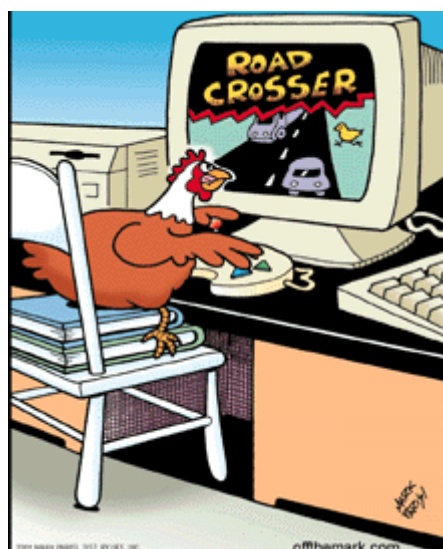
- Bastiaens, A., Deroanne, C., Carletti, G., Zayan, R., 1991. Influence of age, strain and breeding method on the eating quality of broiler chickens. Proc. 37th Int. Congr. Meat Sci. and Technol., Kulmbach (Germany) 1, 37-43.
- Beaumont, C., Le Bihan-Duval, E., Juin, H., Magdelaine, P., 2004. Productivité et qualité du poulet de chair. INRA Prod. Anim. 17, 265-273.
- Benabdeljelil, K., Mérat, P., 1992. Test de types génétiques pour une production avicole locale au Maroc. INRA Prod. Anim. 5, 173-178.
- Berman, A., 1973. Homeothermy and growth rate in the fowl. Br. Poult. Sci., 319-328.
- Cahaner, A., Leenstra, F., 1992. The effect of high temperature on growth and efficiency of male and female broilers from lines selected for high gain, favourable feed conversion, and high or low fat content. Poul. Sci. 71, 1237-1250.

- Cahaner, A., Deeb, N., Gutman, M., 1993. Effects of the plumage-reducing naked-neck (Na) gene on the performance of fast-growing broilers at normal and high ambient temperatures. *Poult. Sci.* 72, 767-775.
- Cahaner, A., Pinchasov, Y., Nir, I., Nitzan, Z., 1995. Effects of dietary protein under high ambient temperature on body weight, breast meat yield, and abdominal fat deposition of broiler stocks differing in growth rate and fatness. *Poult. Sci.* 74, 968-975.
- Debut, M., Berri, C., Baeza, E., Sellier, N., Arnould, C., Guémené, D., Jehl, N., Boutten, B., Jégo, Y., Beaumont, C., Le Bihan-Duval, E., 2003. Variation of chicken technological meat quality in relation to genotype and preslaughter stress conditions. *Poult. Sci.* 82, 1829-1838.
- Deeb, N., Cahaner, A., 1999. The effects of naked neck genotypes, ambient temperature, and feeding status and their interactions on body temperature and performance of broilers. *Poult. Sci.* 78, 1341-1346.
- Deeb, N., Cahaner, A., 2001. Genotype-Environment with broiler genotypes differing in growth rate. 1. The effects of high ambient temperature and naked neck genotype on lines differing in genetic background. *Poult. Sci.* 80, 695-702.
- Deschutter, A., Leeson, S., 1986. Feather growth and development. *World's Poult. Sci.* 42, 249-267.
- Eberhart, D. E., Washburn, K. W., 1993. Variation in body temperature response of naked-neck and normally feathered chickens to heat stress. *Poult. Sci.* 72, 1385-1390.
- Hanzl, C.J., Somes, Jr., 1983a. The effect of naked neck gene, Na, on growth and carcass composition of broilers raised in two temperatures. *Poult. Sci.* 62, 934-941.
- Hanzl, C.J., Somes, Jr., 1983b. Organoleptic and cooked meat characteristics of naked neck broilers raised in two temperatures. *Poult. Sci.* 62, 942-946.

- Horst, P., Rauhen, H.W., 1986. Significance of the naked neck gene (*Na*-gene) in poultry breeding in the tropics. Proc. 7th Europ. Poult. Conf., Paris, Vol. 1, pp. 191-195.
- Johnson, P.M., 1955. Hematocrit values for the chick embryo at various age. Am. J. Physiol. 180, 361-362.
- Le Bihan-Duval, E., Millet, N., Remignon, H., 1999. Broiler meat quality: effect of selection for increased carcass quality and estimates of genetic parameters. Poult. Sci. 78, 822-826.
- Leenstra, F., Cahaner, A., 1992. Effects of low, normal, and high temperature on slaughter yield of broilers from lines selected for high weight gain, favourable feed conversion, and high or low fat content. Poult. Sci. 71, 1994-2006.
- Mérat P., 1986. Potential usefulness of the Na (Naked Neck) gene in poultry production. World's Poult. Sci. J. 4, 124-142.
- Møller, A. P., 1997. La nature préfère la symétrie La Recherche, 304, 50-55.
- Monnet, L.E., Bordas, A., Mérat, P., 1979. Gène *cou nu* et performances de croissance selon la température chez le poulet. Ann. Génét. Sél. Anim, 11, 397-412.
- Monnet, L.E., 1980. Effets du gène Na (Cou Nu) sur les performances de croissance et de ponte en relation avec les températures ambiantes chez la poule domestique (*Gallus domesticus*). PhD thesis, University Paris VI, 116 pp.
- SAS Institute, 1999. SAS User's Guide. Version 8 ed. SAS institute Inc., Cary, NC.
- Settar, P., Yalcin, S., Turkmut, L., Ozkan, S. and Cahaner, A., 1999. Season by genotype interaction related to broilers growth rate and heat tolerance. Poult. Sci. 78, 1353-1358.
- Washburn, K. W., Peavey, R., Renwick. G. M., 1980. Relationship of strain variation and feed restriction to variation in blood pressure and response to heat stress. Poult. Sci. 59, 2586-2588.

- Yahav, S., Luger, D., Cahaner, A., Dotan, M., Rusal, M., Hurwitz, S., 1998. Thermoregulation in naked-neck chickens subjected to different ambient temperatures. *Br. Poult. Sci.* 39, 133-138.
- Yalçın, S., Settar, P., Ozkan, S., Cahaner, A., 1997. Comparative evaluation of three commercial broiler stocks in hot versus temperate climates. *Poult. Sci.* 76, 921-929.
- Yalçın, S., Ozkan, S., Açikgöz, Z., Ozkan, K., 1998. Influence of dietary energy on bird performance, carcass parts yields and nutrient composition of breast meat of heterozygous naked neck broilers reared at natural optimum and summer temperatures. *Br. Poult. Sci.* 39, 633-638.
- Yalçın, S., Ozkan, S., Açikgöz, Z., Ozkan, K., 1999. Effect of dietary methionine on performance, carcass characteristics and breast meat composition of heterozygous naked neck (Na/na<sup>+</sup>) birds under spring and summer conditions. *Br. Poult. Sci.* 40, 688-694.
- Yalçın, S., Ozkan, S., Türkmüt, L., Siegel, P. B., 2001a. Responses to heat stress in commercial and local broiler stocks. 1. Performance traits. *Br. Poult. Sci.* 42, 149-152.
- Yalçın, S., Ozkan, S., Türkmüt, L., Siegel, P. B., 2001b. Responses to heat stress in commercial and local broiler stocks. 2. Developmental stability of bilateral traits. *Br. Poult. Sci.* 42, 153-160.
- Yang, A., Dunnington, E.A., Siegel, P., 1997. Developmental stability in different genetic stocks of White Leghorn chickens. *Poult. Sci.* 76, 1632-1636.
- Yunis, R., Cahaner, A., 1999. The effects of naked neck (Na) and frizzle (F) genes on growth and meat yield of broilers and their interactions with ambient temperatures and potential growth rate. *Poult. Sci.* 78, 1347-1352.

## CONCLUSIONS DE L'ARTICLE 1









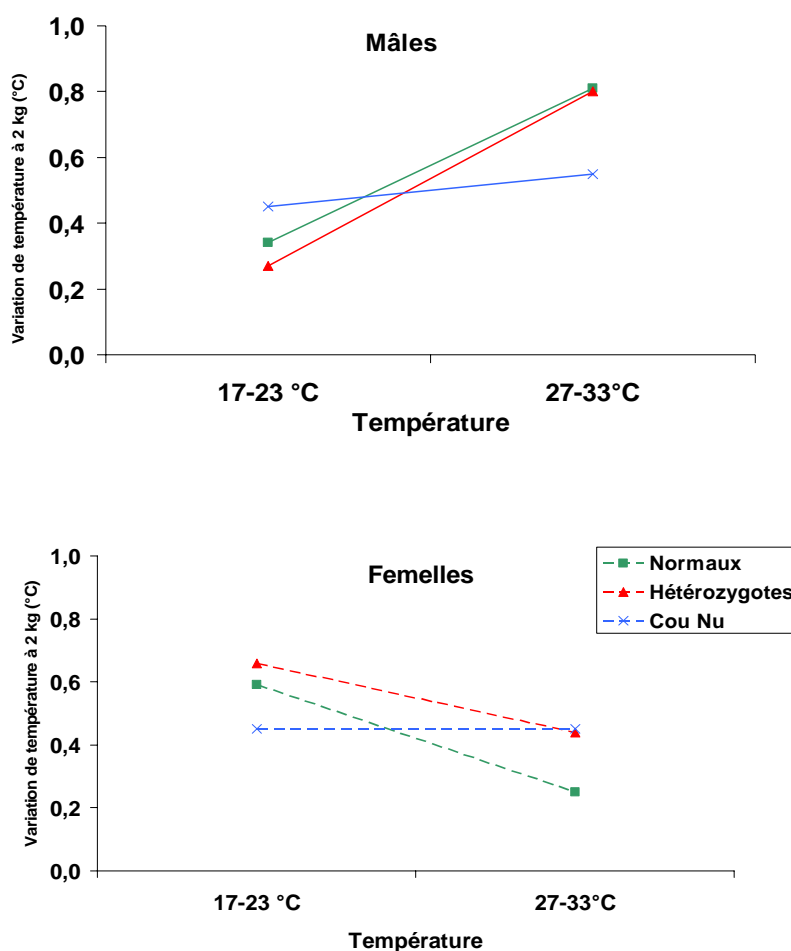
Les résultats de notre étude amènent plusieurs conclusions. Tout d'abord, le choix des poulets de type label plutôt que des broilers pour les milieux à température élevée est évident. D'une part, les taux de mortalité observés en milieu chaud sont considérablement plus élevés chez les poulets standard que chez les poulets labels (44.0 % et 3.2 %, respectivement). D'autre part, les performances des broilers se trouvent plus affectées que celles des poulets de type label pour les principaux caractères étudiés (croissance et paramètres physiologiques de sensibilité à la chaleur). Ce résultat n'est pas surprenant. Il a en effet été montré dans de nombreuses espèces que les animaux très performants en milieu optimal avaient des performances très fortement affectées en milieu sub-optimal (Washburn et coll., 1980, 1992a ; Leenstra et Cahaner, 1992 ; Eberhart et Washburn, 1993 chez le poulet ; Quiniou et coll., 2000 chez le porc ; Kolmodin et coll., 2002 chez la vache laitière). Si on regarde plus en détail quelles sont les différences de composition corporelle observées entre animaux élevés au chaud et au froid, on constate que les labels et les poulets standard ne présentent pas la même réaction à l'élevage au chaud. En effet, au chaud le poids carcasse des poulets standard augmente de 35.5 g alors que celui des labels augmente de 23.7 g. Au chaud, la quantité totale de filet-cuisse-gras abdominal déposée est plus importante que celle déposée en élevage tempéré, mais plus pour les labels (+2.2 à +4.7 %) que pour les standards (+1.5 %). En revanche, pour les autres parties du corps (tête-cou-aile-peau-os-abats), les quantités déposées sont plus faibles au chaud chez les labels (-2.1 à -3.2 %) mais plus élevées chez les standards (+1.0 %). Enfin, chez les poulets de type label, nous avons observé que la chaleur affecte différemment les carcasses des mâles et des femelles. Au chaud, le poids de carcasse des femelles diminue (-112.50 g) mais pas celui des mâles (+18.23 g). Chez les femelles, cette perte s'explique en partie par une diminution des poids de filet, de cuisse et de gras abdominal respectivement de -30.17 g, -19.03 g et -9.51 g soit de -58.70 g. Vu que cette perte totale s'estime à 58.70 g pour ces morceaux, les femelles ont donc probablement perdu 53.80 g dans les autres parties de corps (tête, cou, aile, peau, os et abats). A l'opposé, chez les mâles, on observe un gain de +64.80 g de filet, cuisse et gras abdominal et une perte de -46.61 g pour le reste du corps. Au chaud, la quantité de filet-cuisse-gras abdominal déposée est plus importante qu'au froid pour les mâles (+3.7 %) mais pas pour les femelles (-3.4 %). De plus, au chaud la quantité d'abats est plus faible chez les mâles (-2.7 %) et chez les femelles (-3.1 %). Il faut noter que la température rectale est un bon indicateur de résistance à la chaleur. Ce caractère est en effet l'un des seuls pour lesquels l'interaction entre génotype et température est significative, il permet donc de distinguer non seulement les poulets

standard des poulet labels, mais également les trois génotypes au gène cou nu en fonction de l'environnement. Les trois génotypes présentent en effet la même température maximale dans la cellule tempérée. En revanche, la température est plus élevée chez les animaux normalement emplumés que chez les homozygotes cou nu dans la cellule chaude, les hétérozygotes présentant une valeur intermédiaire. La variation de température entre le jour et la nuit est également un indicateur permettant de distinguer les animaux *Na/Na* des deux autres génotypes. En effet, les premiers présentent la même variation de température dans les deux environnements (0.45°C dans la cellule tempérée et 0.55°C dans la cellule chaude) alors que les derniers ont une variation plus élevée dans la cellule chaude (0.80°C pour les *Na/na* et 0.81°C pour les *na/na*) que dans la cellule froide (0.27°C pour les *Na/na* et 0.34°C pour les *na/na*). Enfin, une originalité de ce travail était d'inclure les caractères de qualité de la viande dans l'analyse. Nous avons ainsi montré des différences entre poulet standard et poulet label. Ainsi, le pH de la viande augmente au chaud chez le poulet standard, mais ne varie pas chez les poulets labels. L'intensité de couleur jaune du filet augmente au chaud quel que soit le génotype, mais de façon plus intense pour le poulet standard. Intra-génotype label, nous avons également montré qu'il existait des différences pour l'intensité de la couleur jaune du filet, plus prononcée pour les *Na/na* que pour les *na/na* et pour la perte en eau du filet, plus élevée pour les *na/na* que pour les *Na/Na*.

En revanche, choisir plus particulièrement l'un des génotypes au gène Cou Nu parmi les poulets labels ne s'impose pas au vu de nos résultats. On observe en effet qu'on a peu de caractères pour lesquels on a des interactions génotype × température significatives. Les animaux Cou Nu atteignent certes le poids commercial de 2 kg au même âge au chaud ou au froid (+0.5 j) mais avec un rendement de carcasse réduit au chaud (-0.34 %). A l'opposé, les animaux normalement emplumés ont une croissance retardée (de 12.2 j), mais un meilleur rendement en carcasse au chaud (+0.95 %). Il faut cependant noter que le gène *Na* n'est pas le seul susceptible d'améliorer les performances des animaux au chaud. Des souches de poulets sans plume (due au gène *scaleless*, *sc*) sont actuellement développées en Israël (Cahaner et Deeb, 2004). L'effet du gène *sc* serait de 30 % plus fort que celui du gène *Na* en milieu chaud. Cela pourrait être une piste à étudier pour améliorer les performances au chaud des animaux, sous réserve que ce type d'animaux soit accepté par les consommateurs (quand on sait qu'ils sont achetés sur "pieds" dans la plupart de ces pays à climat chaud).

La présence d'interaction triple entre le génotype, le sexe et la température pour certains caractères (âge théorique à 2 kg, le poids à l'abattage, le pourcentage de gras

abdominal et la température rectale) est également un élément à prendre en compte. Il ne faut donc pas s'affranchir de l'effet sexe dans les études d'interactions, d'autant que suivant les études et les génotypes, cette interaction est souvent présente, mais pas systématiquement dans le même sens. La figure 5 ci-dessous illustre un des exemples d'interaction triple détectée dans notre étude. Chez les mâles, la variation de température entre période chaude et froide augmente pour les génotypes *na/na* et *Na/na*, mais pas pour le génotype *Na/Na*. Les trois génotypes sont donc équivalents dans le milieu « 17-23°C », mais le génotype « *Na/Na* » est différent des deux autres dans le milieu « 27-33°C ». A l'opposé, chez les femelles, la variation de température entre période chaude et froide diminue pour les génotypes *na/na* et *Na/na*, mais les différences entre les trois génotypes ne sont significatives ni dans le milieu « 17-23°C », ni dans le milieu « 27-33°C ».



**Figure 5.** Exemple d'interaction triple entre génotype, sexe et température sur la variation de température entre la période chaude et froide, à 2 kg.

Enfin, un point critique à prendre en compte avant d'appliquer nos résultats dans la pratique est la prise en compte de l'hygrométrie. Dans nos conditions expérimentales, il n'était pas possible de la maîtriser. Elle variait en moyenne de 37 à 66 % à 27°C et de 42 à 63 % à 33°C dans la cellule chaude, de 60 à 98 % à 17°C et de 32 à 90 % à 23°C dans la cellule tempérée. Or, l'hygrométrie est un facteur important sur l'effet de la température sur les performances (Renaudeau et coll., 2004). L'application de nos conclusions, nécessiterait donc une validation en climat chaud et sec (qui est le cas observé dans notre étude) et en climat chaud et humide de type équatorial ou tropical, ce dernier étant présent dans de nombreux pays où la production avicole se développe fortement aujourd'hui. Cela devrait augmenter la différence entre génotypes au locus *Na*, car la chaleur humide est un stress plus sévère que la chaleur sèche pour les animaux.

**PARTIE III:**

**ETUDE DE L'INTERACTION ENTRE GENOTYPE ET  
PHOTOPERIODE**



**CHAPITRE 3.1.**

**ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE**

**CHAPITRE 3.2.**

**ETUDE EXPERIMENTALE DE L'EFFET DE DIFFÉRENTES PHOTOPÉRIODES SUR LES  
PERFORMANCES DE PONTE (PRODUCTION ET QUALITÉ DES ŒUFS) DE DEUX RACES  
DE POULES TRADITIONNELLES**





## CHAPITRE 3.1.

### ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE





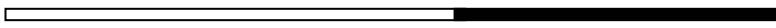


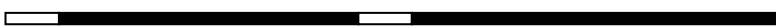
L'existence de saisons est l'un des principaux facteurs auxquels sont confrontés les organismes vivants. Pour affronter ces situations, les animaux mettent en œuvre plusieurs types de résistance, incluant entre autres une mise en sommeil des fonctions de reproduction quand une fécondation entraînerait des naissances à un moment défavorable à la survie des nouveaux-nés (Malpaux et coll., 1996). Par exemple, la période de reproduction de la plupart des espèces d'oiseaux sauvages coïncide avec celle pendant laquelle l'alimentation, la température et l'éclairement maximisent les chances de survie des jeunes (Sharp, 1993). Chez les oiseaux tropicaux, cette période correspond à la saison de pluies (Dawson, 1998) alors que pour les espèces des zones tempérées, elle se situe au printemps (Sharp, 1993). Dans les pays tropicaux, c'est surtout l'humidité qui varie au cours des saisons, la photopériode étant quasiment constante. A l'opposé, dans les zones tempérées, les variations de température (cf. chapitre 2), d'humidité mais aussi de la longueur du jour (ou photopériode) sont importantes. Or, la photopériode est le facteur principal de synchronisation du cycle de reproduction des oiseaux (Wingfield et Farner, 1980 ; Sauveur, 1988 ; Sharp, 1993). L'augmentation de l'activité sexuelle est liée à celle de la durée du jour. A l'opposé, sa diminution est associée à la diminution de la durée du jour. Dans les zones tempérées, on va distinguer la présence de jours croissants (débutant en hiver) et de jours décroissants (débutant en été).

## 1. DEFINITIONS

Le **nycthémère** désigne l'espace de temps comprenant un "jour" (période claire) et une "nuit" (période sombre) et correspondant à un cycle biologique. Il est généralement de 24 heures (nycthémère normal) mais peut être plus court (exemple 21 h avec 14 L : 7 D, Foster, 1986) ou supérieur (exemples 28 h avec 15 L : 13 D, Siopes et Neely, 1997, 26 h avec 14 L : 12 D, Mérat et Bordas, 1986). On parle alors de cycles ahéméraux, c'est-à-dire différents de 24 h. les symboles L et D sont définis dans le paragraphe suivant.

La **photopériode** correspond à la durée de la période claire du nycthémère, souvent représentée par L. A l'opposé, la **scotopériode** (représentée par D) correspond à la durée de la période obscure. On distingue la photopériode constante, dans laquelle la durée du jour ne varie pas au cours de l'élevage, et la photopériode variable, dans laquelle la durée du jour varie (éclairage de type croissant ou décroissant). La première n'est pas courante (Sauveur, 1988) et n'est possible que dans un bâtiment entièrement clos. La seconde, qui correspond aux conditions d'éclairement naturel est la plus étudiée. Enfin, un troisième type de photopériode, le type intermittent, est également utilisé, dans un but de réduction de la

consommation alimentaire et d'électricité (Sauveur, 1988). Aussi appelé éclairage fractionné, il s'applique aussi bien dans un nyctémère normal qu'ahéméral. Il consiste à appliquer par intervalles une alternance de jours et de nuits dans un cycle donné, ce qui revient à simuler des sous-nyctémères (cf. figure 6, Sauveur, 1988).

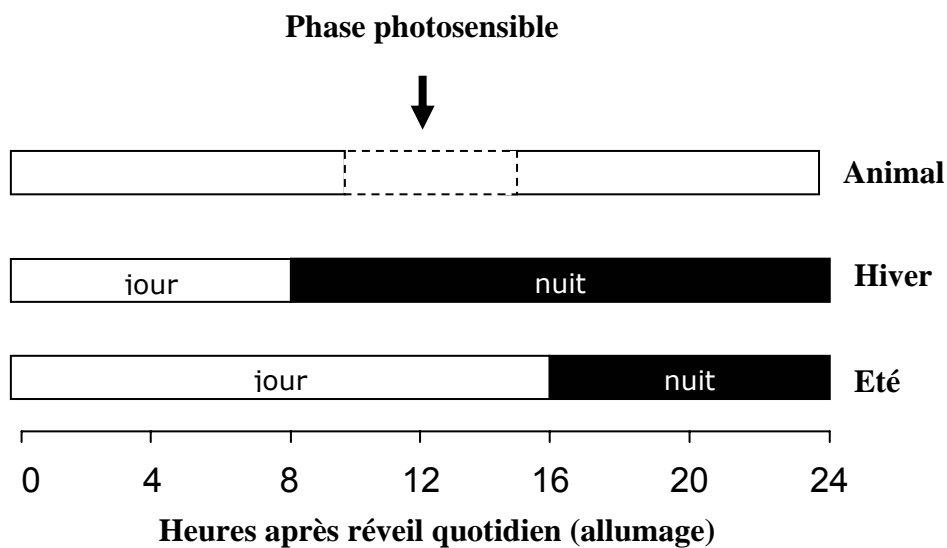
N° Témoin	Fractionnement
1	 14 L; 10 N
2	 3 L, 3 N
3	 ¼ L, ¾ N
4	 2 L, 8 N, 2 L, 12 N

**Figure 6.** Exemples de fractionnements de programmes lumineux destinés à des poules pondeuses dans un nyctémère de 24 h (d'après Sauveur, 1988).

## 2. PERCEPTION ET VOIES D'ACTION DE LA LUMIERE

La photostimulation de la fonction de reproduction chez les animaux peut utiliser la voie oculaire ou la voie transcrânienne. Elle agit sur le système nerveux central via des récepteurs photosensibles. L'énergie photonique de la lumière est transformée par ces photorécepteurs en signaux électriques qui induisent une cascade de réactions le long de l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique. La mise en évidence de la voie transcrânienne est due à Benoit (1935) qui a montré que des canards aveugles ne présentaient pas de retard dans le développement testiculaire. Cela serait attribuable à la présence de récepteurs photosensibles au niveau de l'hypothalamus et de l'adénohypophyse (Benoit, 1964, 1970). Chez l'oiseau, la perception de l'information lumineuse serait même plus importante par voie transcrânienne que par voie oculaire (Sauveur, 1996). En effet, l'obscurcissement du crâne de moineaux par de l'encre de chine bloquerait la réponse sexuelle aux jours longs alors que la privation oculaire reste sans effet. Chez la poule, la voie transcrânienne serait peut-être même la seule existante. Chez des poules génétiquement aveugles (homozygotes pour le gène *rc* qui induit le non développement des cônes et des bâtonnets rétinien), l'intensité de ponte serait supérieure (+ 12,7 %) à celle des animaux hétérozygotes (*Rc/rc*) avec une vue normale (Ali et Cheng, 1985).

Ce phénomène de photostimulation, chez les oiseaux, semble assujéti à des contraintes d'action suivant les périodes de photosensibilité. Il ne suffit donc pas d'apporter de la lumière pour stimuler les organes de reproduction, il faut également que la lumière soit apportée pendant une phase de sensibilité de l'animal, dite phase photosensible. Sous les latitudes moyennes, les périodes sensibles coïncident avec l'obscurité en hiver et avec la lumière à partir du printemps (cf. figure 7, Sauveur, 1996).



**Figure 7.** Emplacement de la phase quotidienne de photosensibilité des oiseaux sous les latitudes moyennes (Sauveur, 1996).

### 3. EFFET DES SAISONS (PHOTOPERIODE) SUR LA REPRODUCTION DES VOLAILLES

La durée de la photopériode est le principal déclencheur de la fonction de reproduction chez les oiseaux (Sauveur, 1988, 1996 ; Thimonier, 1996). En effet, la lumière stimule la fonction de reproduction et permet la mise en place du cycle de reproduction par la réponse photopériodique. Elle permet de plus par le biais de l'alternance jour et nuit de synchroniser chaque jour les animaux entre eux.

#### 3.1. Chez les mâles

Sous des conditions naturelles d'éclairement, les oiseaux adultes présentent un rythme annuel de reproduction. Par exemple, chez le canard, le diamètre transversal des testicules et donc la production de spermatozoïdes présentent des fluctuations annuelles régulières comprenant une phase de repos hivernal et une phase de développement printanier et estival (Cherms, 1986). Volume testiculaire et nombre de spermatozoïdes passent donc par un minimum d'octobre à février et par un maximum de juin à septembre (Parker et McSpadden, 1943 ; Lofts, 1970).

### **3.2. Chez les femelles**

Dans la basse-cour traditionnelle, l'âge à la maturité sexuelle et le poids des premiers œufs dépendent de leur période de naissance. Généralement, les poules, les canes et les dindes pondent puis couvent au printemps et les éclosions se produisent à la fin du printemps (Thimonier, 1996). Les animaux grandissent alors en période de jours décroissants, ce qui a pour conséquence une maturité sexuelle tardive et un poids d'œuf plus élevé. Cependant, pour la faible proportion d'animaux nés au début de l'hiver, l'élevage se déroule en période de jours croissants. Ces animaux sont alors plus précoces et pondent des œufs plus petits. L'élevage des poules pondeuses en bâtiments clos, en conditions de lumière contrôlées, permet d'avoir un cycle de ponte de 40 à 50 semaines, et non plus une ponte saisonnière (Sauveur, 1988). Sous un régime lumineux «classique» (14L:10D) appliqué à des poules non sélectionnées, les ovulations interviennent en série et permettent à la poule de pondre un œuf chaque jour pendant au moins 3 à 5 jours en moyenne, bien que certaines poules pondent spontanément des séries de 10 œufs. A l'issue de cette période, la ponte s'interrompt pour une durée minimale de 24 h, appelée jour(s) de pause. Ce phénomène est dû à un décalage entre le cycle de maturation folliculaire et le premier pic de LH (LH-pré-ovulatoire). En effet, alors que ce pic apparaît régulièrement toutes les 24 heures, il faut entre 25 et 26 heures pour obtenir un follicule pré-ovulatoire (ou follicule mature). C'est pourquoi il arrive un moment où aucun follicule n'est suffisamment mûr pour répondre à la libération de LH par une sécrétion de progestérone. Dès lors qu'on utilise un cycle ahéméral de 26 h chez la poule, les jours de pause disparaissent, et on a oviposition (ponte d'un œuf) tous les « jours » de 26 h (Sauveur, 1996). Il existe cependant une variabilité individuelle de longueur du cycle. Certaines poules, spontanément plus proches d'un rythme de 24 h que de 26 h, sont donc bien entendu désavantagées par l'utilisation d'un nyctémère de 26 h. Le cycle ovulatoire (quasi-quotidien chez la poule) résulte donc des interactions entre les processus de maturation

folliculaire et le cycle neuro-endocrinien, tous deux sensibles à l'action de la lumière. L'extinction de la lumière entraîne une petite décharge de LH-préovulatoire, environ 10 h avant l'ovulation (libération du jaune de l'œuf), qui à son tour, serait à l'origine d'une première décharge de progestérone par le follicule pré-ovulé. Cette décharge entraîne par « feed-back » positif l'initiation du véritable pic pré-ovulatoire de LH en moyenne 6 h avant l'ovulation (Sauveur, 1988 ; Etches, 1996). Bhatti et Morris (1978, 1988) ont de même montré le contrôle de l'ovulation par l'alternance du jour et de la nuit. Les poules élevées sous une photopériode plus longue présenteraient donc une production d'œufs moindre comparée à celles élevées sous une photopériode moyenne.

#### **4. VARIABILITE GENETIQUE DE LA SENSIBILITE AUX PROGRAMMES LUMINEUX**

Il existe une grande variabilité entre souches pour l'heure de ponte. En effet, l'étude de Lillpers (1986), comparant deux souches de White Leghorn sélectionnées pour le nombre d'œufs (A) ou pour la masse d'œufs (B) et une souche Rhode Island Red (C) sélectionnée pour la masse d'œufs et la consommation alimentaire (C), a observé que les souches A et C pondent en moyenne 50 minutes plus tôt que les poules de la souche B. La population de base des souches A et B étant identique, il est vraisemblable que c'est la sélection qui a affecté l'heure de ponte. De même, les poules à œufs blancs pondraient plus tard que celles à œufs bruns (Lewis et coll., 1995).

L'intervalle entre deux ovipositions successives (IO) est également variable d'une souche à l'autre. Ainsi, Yoo et coll. (1986) ont montré que cet intervalle pouvait varier de 23.1 h à 27.6 h dans 27 génotypes différents de poules pondeuses. L'introduction du gène de nanisme *dw* augmente de deux heures cet intervalle (Yoo et coll., 1984). La sélection sur la ponte a contribué à diminuer l'intervalle de 0h12 à 4h20 (Gow et coll., 1986 ; Schmidt et coll., 1997) et à augmenter la proportion de poules ayant un intervalle entre ovipositions inférieur à 24 h (Gow et coll., 1986 ; Lillpers, 1998).

La sélection sur la ponte des lignées de pondeuses a également modifié leur sensibilité à la photopériode. Les poules «Shaver» sont plus sensibles que les poules «ISA Brown» (Lewis et coll., 1996) et que les poules «White Leghorn» (Tienhoven et Ostrandert, 1984). Dans l'étude de Tienhoven et Ostrandert (1984), la production d'œufs des poules «Shaver» diminue quand on réduit la photopériode de 16 h à 4 h, alors que celle des poules «Hisex» reste inchangée. Cela pourrait être dû à la réduction du poids à l'entrée en ponte, qui va de

pair avec une photosensibilité accrue, elle-même liée à une meilleure production d'œufs (Goodman et Shealey, 1977 ; Eitan et Soller, 1994). Les poules légères rentrent en effet en ponte plus tardivement que les poules lourdes (Petersen et coll., 1986 ; Anthony et coll., 1989).

Enfin, Joseph et coll. (2002) n'ont pas mis en évidence de différence entre souches de poulets de chair sur l'âge auquel la photostimulation est la plus efficace. A l'opposé, la photostimulation (réduction de 13 h à 8 h) retarde la maturation sexuelle de 11 et 12 jours chez les poules «Isa Brown» et «Shaver», respectivement appliquée à 84 et 119 jours (Lewis et coll., 1992). Cet auteur explique cette interaction par l'âge physiologique au cours duquel ces changements ont été appliqués. La photostimulation opérée autour de la maturité sexuelle influencerait moins les animaux que celle appliquée à un âge jeune (Morris, 1963 ; Lewis et coll., 1992).

La durée du nyctémère aurait de même des effets différents en fonction des génotypes, sur les performances de ponte. Mérat et coll. (1986) ont montré que les poules naines étaient moins sensibles à un allongement de nyctémère de 24 à 26 h que les poules normales. Concernant la qualité des œufs, Spies et coll. (2000) ont observé, chez deux lignées divergentes pour le poids corporel, qu'un allongement du nyctémère de 24 à 28 h diminuait la proportion d'œufs à double jaune dans la lignée lourde (1.0 % vs. 0.1 %) mais pas dans la lignée légère (0.8 % vs. 0.4 %).

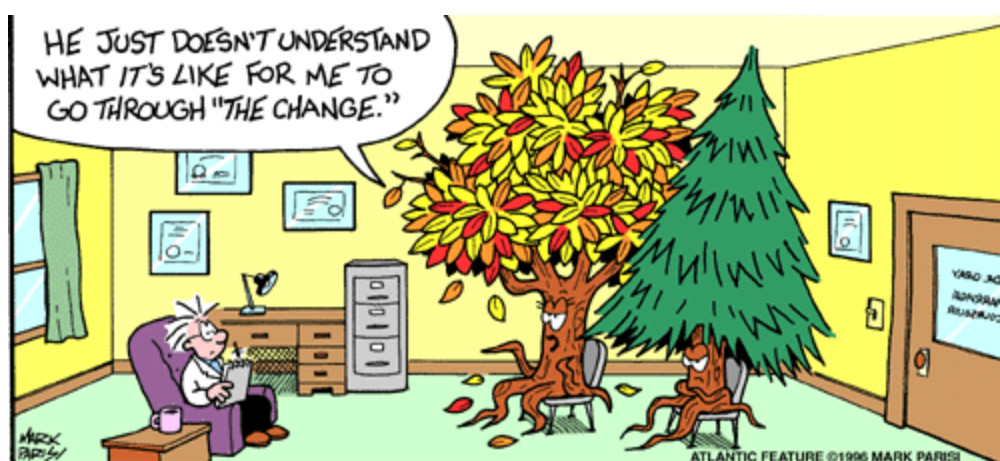
Ces caractéristiques sont pour la plupart héritables. Ainsi, l'héritabilité de l'heure d'oviposition a été estimée entre 0.38 et 0.78 (Lillpers, 1991 ; Noda et coll., 2002). Celle de l'intervalle entre ovipositions est forte, entre 0.31 et 0.66 (Taber et coll., 1967 ; McClung et coll., 1976 ; Yoo et coll., 1976, 1988 ; Naito et coll., 1989 ; Lillpers et Wilhelmson, 1993). Yoo et coll. (1988) ont en outre montré que la corrélation génétique entre IO sous lumière continue ou normale (succession de jours et nuits) était de  $0.83 \pm 0.03$ , ce qui permet de penser qu'une interaction modérée avec la durée du jour est présente sur ce caractère. Heure d'oviposition et IO sont fortement et positivement corrélés (Lillpers et Wilhelmson, 1993).

Des lignées divergentes ont donc pu être sélectionnées sur les caractères d'heure d'oviposition (Noda et coll., 2002) ou sur l'intervalle entre ovipositions (Gow et coll., 1986). Cette différence serait en partie liée à une augmentation de la vitesse de maturation des follicules ovariens. Gow et coll. (1986) ont montré que la réponse à la sélection était variable en fonction de la photopériode. Ainsi, les deux lignées sélectionnés pour un IO réduit ont un IO plus court en jour continu (photopériode de 24 h) qu'en photopériode de 15.25 h (15.25L :8.75D). Les lignées témoins ont à l'opposé un IO plus long en jour continu.





**CHAPITRE 3.2.**  
**ETUDE EXPERIMENTALE DE L'EFFET DE**  
**DIFFERENTES PHOTOPERIODES SUR LES**  
**PERFORMANCES DE PONTE (PRODUCTION ET**  
**QUALITE DES ŒUFS) DE DEUX RACES DE POULES**  
**TRADITIONNELLES**





## 1. INTRODUCTION

Les effets de la photopériode sur les performances de ponte des poules ont été largement étudiés. On sait par exemple que les changements de la durée du jour pendant l'élevage ont une influence sur l'âge de la maturité sexuelle et donc sur la production et le poids des œufs (Morris et Fox, 1960 ; Sharp, 1993 ; Morris, 2004). Ces effets sont plus évidents avec une photopériode variable (décroissante ou croissante) qu'avec une photopériode constante (Hutchinson et Taylor, 1957 ; Lewis et Morris, 2005). Les différents programmes lumineux étudiés sont variés. Ce sont le programme d'éclairage de type intermittent (Morris et coll., 1988 ; Tucker et Charles, 1993), le programme d'éclairage de type constant (Proudfoot et coll., 1984 ; Lewis et Morris, 2005 ; Lewis et coll., 1997b), et le programme d'éclairage de type croissant et/ou décroissant. Des comparaisons deux à deux de ces types de régimes (Lewis et Perry, 1990) ont permis de montrer que le programme intermittent était associé à un poids des œufs plus élevé, à un taux de ponte plus bas, à une consommation alimentaire moindre, et à une plus faible production totale d'œufs que les deux autres. De plus, sous un programme intermittent le poids des animaux est plus faible que sous un programme d'éclairage continu (Buckland et Hill, 1970).

Outre le programme d'éclairage, il a été observé une différence dans la réaction des génotypes sous un type d'éclairage donné (Buckland et coll., 1971, 1976). Ainsi ces auteurs ont observé que le poids corporel de la souche A ne varie pas quand on passe d'un éclairage continu à un type intermittent alors que celui de la souche B varie.

Autrefois, les poules de races traditionnelles étaient élevées et se reproduisaient sous un nyctémère naturel, dans lequel se succèdent des périodes de jours croissants et décroissants. Aujourd'hui, la gestion de ces souches traditionnelles passe par une reproduction, voire une sélection, dans des conditions d'élevage standard, en claustration, avec des programmes lumineux similaires à ceux appliqués pour les pondeuses industrielles.

Dans cette deuxième étude, nous nous plaçons donc dans une perspective différente de celle rencontrée pour l'interaction entre génotype et température (étude 1). La question n'est plus de choisir un génotype pour un milieu donné. Le génotype est déjà déterminé, puisque nous travaillons sur des races traditionnelles peu productives et destinées à un élevage peu intensif, la Gauloise dorée et la Gauloise noire ou Bresse-Gauloise Noire.

La race Gauloise dorée, emblème national Français (cf. figure 8) est d'origine imprécise. Elle rappelle le type Bankiva (poule brune de jungle ou *Gallus gallus*). C'est un standard établi par les aviculteurs du Nord de la France. Sa diffusion est rare. Elle a une crête simple et des yeux iris orangé. Le coq pèse 2.5 kg et la poule de 1.5 à 2.0 kg (Périquet, 1994). Leurs œufs pèsent en moyenne 55 g et sont à coquille blanche.



**Figure 8.** Poules Gauloise Dorée (à gauche) et Gauloise Noire (à droite).

La race Bresse-Gauloise, originaire de la Bresse, est plus répandue. Elle fait partie des races les plus anciennes et les plus réputées. Elle existe depuis 4 siècles. La variété blanche est utilisée pour les poulets de Bresse alors que la variété noire est utilisée pour la ponte (Périquet, 1994, 2000). Cette dernière a une crête simple et tombante avec des oreillons blancs et des tarsi bleus. Le coq pèse 2.0 à 2.5 kg alors que la poule pèse 1.8 à 2.1 kg (Périquet, 1994). En 1910, la production annuelle par poule était évaluée à 211 œufs à coquille blanche par poule par an alors qu'en 1920, elle était estimée entre 164 et 241 œufs.

La situation est différente dans les deux races. La race Gauloise Noire est sélectionnée sur la ponte et multipliée par le CSVB (Centre de Sélection des Volailles de Bresse), en claustration, avec un programme lumineux standard pour poules pondeuses. En revanche, les poules commerciales sont élevées en plein air, sous une photopériode naturelle. Pour des raisons commerciales, les poulettes Gauloise Noire sont mises en place soit à l'automne soit au printemps. Notre étude a donc pour but de vérifier l'impact de ces

différences de photopériode sur les performances de la Gauloise Noire, afin de pouvoir proposer au sélectionneur un éventuel ajustement des conditions de sélection.

Dans le cadre du projet de conservation des races anciennes, la race Gauloise Dorée est étudiée en claustration. Cependant, elle est normalement élevée chez les éleveurs en photopériode naturelle. Si une interaction entre photopériode et génotype est présente, il serait donc souhaitable de pouvoir proposer un ajustement de la photopériode utilisée en claustration, pour minimiser les erreurs de choix de reproducteurs potentiels.

## **2. MATERIELS ET METHODES**

### **2.1. Génotypes utilisés**

L'échantillon que nous avons étudié comprend 90 poussins femelles GD issus de 10 coqs et 30 poules du couvoir de l'Unité Expérimentale de l'UMR Génétique et Diversité Animale à la Station de Recherches Avicoles de l'INRA de Nouzilly (France). Ces reproducteurs proviennent d'un troupeau fondateur constitué par échantillonnage dans 10 élevages répartis sur toute la France (Côte d'Or, Normandie, Ile de France, Haute-Garonne). L'échantillon de Gauloises Noires (GN) comporte 300 poussins femelles de pedigree inconnu, en provenance du Centre de Sélection des Volailles de Bresse (CSVB). Cette race est principalement localisée en Rhône-Alpes et provenait à l'origine d'éleveurs amateurs.

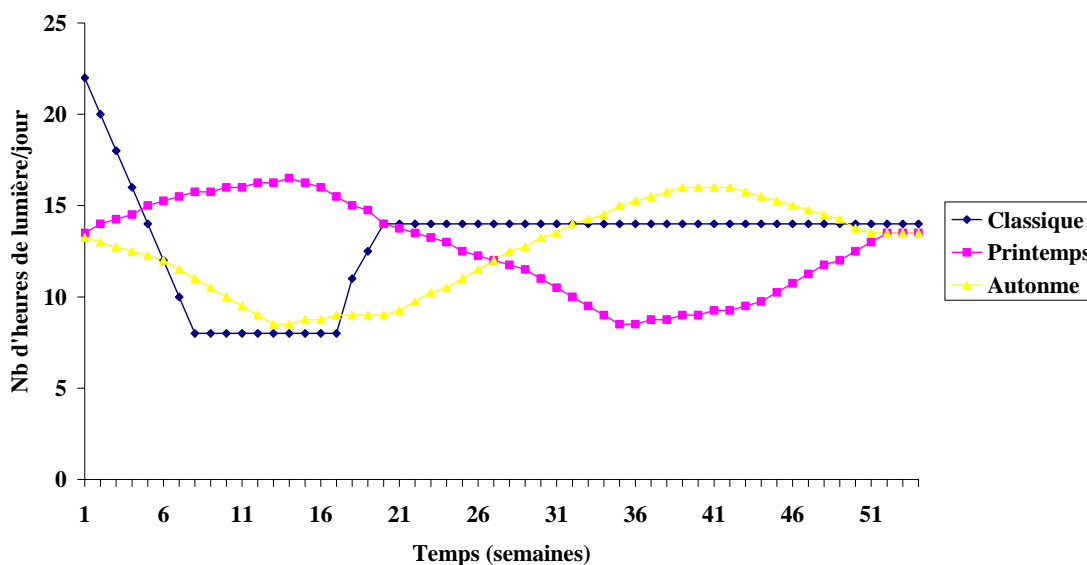
Tous les animaux ont été bagués, vaccinés contre la maladie de Marek à l'éclosion puis soumis à un programme vaccinal complet. Ils ont été élevés au sol en poussinière de 1 jour à 17 semaines. A partir de 17 semaines, les poulettes ont été transférées dans des cellules conditionnées équipées de cages individuelles jusqu'en fin de bande à 52 semaines. Pendant toute la période d'élevage, l'alimentation et l'eau ont été distribuées *ad libitum*.

### **2.2. Programmes lumineux**

Pendant la première semaine de vie, les animaux ont bénéficié de 24 h de lumière, leur permettant de se repérer dans leur environnement. Les différents programmes lumineux ont été appliqués du début de la deuxième semaine jusqu'à 52 semaines. Trois différents programmes ont été choisis (cf. figure 9) :

- le programme classique d'éclairage en bâtiment de ponte (C),
- le programme mimant un nyctémère naturel auquel seraient soumis des animaux nés au printemps (P). Ce régime est caractérisé par un début de ponte coïncidant avec la photopériode décroissante,
- le programme mimant un éclairage naturel auquel seraient soumis des animaux nés en automne (A). La ponte des animaux sous ce régime coïncide avec la photopériode croissante.

Les programmes P et A ont été choisis en raison des deux saisons principales de mise en place des poules Gauloise Noire (au printemps et à l'automne). Nous avons disposé de 2 cellules par traitement. Les Gauloises Noires ont été réparties dans les 3 conditions (120 C, 90 P, 90 A). En raison d'un nombre insuffisant, les Gauloises Dorées n'ont pu être réparties que sous deux programmes lumineux. Compte-tenu de la date de naissance majoritaire des animaux sous nyctémère naturel, les poules GD ont été réparties entre les traitements C et P (45 poules dans chaque traitement).



**Figure 9.** Durée de l'éclairage quotidien dans les trois traitements.

## 2.3. Mesures

### 2.3.a. Croissance

Les animaux ont été pesés individuellement à l'éclosion (P0), puis toutes les 4 semaines jusqu'à 18 semaines pour établir leur courbe de croissance. A l'âge adulte, les poules ont été pesées à 22, 33, 36 et à 52 semaines (P22, P33, P36, P52), afin de suivre leur

évolution pendant la ponte et de mesurer leur consommation résiduelle (de 33 à 36 semaines). Leur croissance a été modélisée par la fonction de Gompertz.

La conformation des animaux a été évaluée par la longueur du tarse à 8, 12, 36 et 52 semaines (LOT8, LOT12, LOT36, LOT52), la largeur du tarse aux mêmes âges (LAT8, LAT12, LAT36, LAT52) et par la taille des barbillons à 33, 36 et 52 semaines (BARB33, BARB36, BARB52).

### 2.3.b. Production d'œufs

La ponte a été enregistrée individuellement et quotidiennement par saisie manuelle, à l'aide d'un appareil Husky FS2, du premier œuf jusqu'à l'âge de 52 semaines. Ces données ont servi à calculer l'intensité de ponte brute (I) :

$$I = \frac{NT}{NJC} \quad (13)$$

où NT et NJC sont respectivement le nombre total d'œufs par poule et le nombre de jours de contrôle.

De même, l'intensité de ponte corrigée ( $I_{cor}$ ) a été calculée comme suit :

$$I_{cor} = \frac{NT}{(365 - AIO) \times (1 - PP)} \quad (14)$$

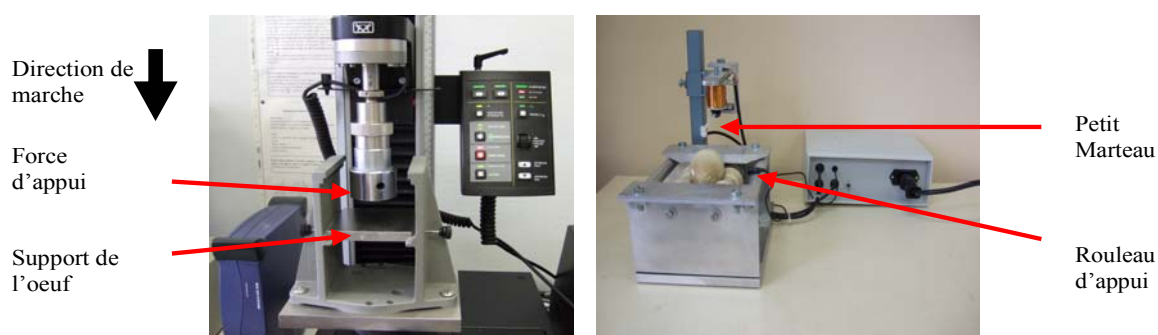
où AIO est l'âge au premier œuf et PP le pourcentage de pauses, c'est-à-dire le rapport du nombre de jours de pause sur la durée totale d'enregistrement de la ponte, une pause étant définie comme un arrêt de la ponte d'au moins deux jours successifs.

La masse totale d'œufs exportée (MTO) pendant la période de contrôle est calculée comme le produit du poids moyen de l'œuf et du nombre total d'œufs pondus. La longueur moyenne des séries est la moyenne du nombre de jours successifs de ponte sans interruption (LS). Enfin, les pourcentages d'œufs mous ou sans coquille (PMOU), cassés ou fêlés (PCAS) ou à double jaune (PDOUBLE) ont également été enregistrés. La somme de ces trois défauts a fourni la proportion totale d'œufs défectueux (PDEF). Le pourcentage d'œufs tâchés (PTACHE) a également été comptabilisé.



### 2.3.c. Qualité des œufs

Les tests de qualité ont été réalisés au cours de deux périodes, en milieu de ponte (de 34 à 36 semaines) et en fin de ponte (de 52 à 54 semaines) sur des œufs ramassés la veille. En raison d'un nombre insuffisant d'œufs, une première série de mesures en début de ponte (de 26 à 28 semaines) a été annulée. Ces tests ont été pratiqués sur les trois premiers œufs consécutifs de chacune des poules. Les œufs ont été ramassés quotidiennement à heure fixe, identifiés et pesés le jour même (ou le lendemain pour les œufs ramassés en week-end) de leur production. Les œufs étaient stockés dans une cellule à 10°C. Nous avons analysé, pour chaque variable X, la moyenne des trois œufs de chaque poule, au stade 1 (X1) et au stade 2 (X2). Le **poids** (PO1, PO2), la **largeur** (LAO1, LAO2) et la **longueur de l'œuf** (LOO1, LOO2) ont été enregistrés avec un pied à coulisse. Le **hauteur de l'albumen** (HA1, HA2) a été mesurée à l'aide d'un micromètre tripode à 1 cm du jaune de l'œuf cassé et étalé sur une surface de travail plane. Le **poids du jaune** a été enregistré après séparation d'avec l'albumen. Le **poids de la coquille** a été mesuré après lavage et séchage à l'étuve pendant 24h à 100°C. Les pourcentages respectifs de jaune (PJ1, PJ2) et de coquille (PCOQ1, PCOQ2) ont ensuite été calculés par rapport au poids de l'œuf. La **qualité de la coquille** a été évaluée par la résistance de la coquille à la rupture. La résistance de la coquille (en Newton) a été estimée par la méthode de la force de rupture pendant la compression quasi-statique, à l'aide d'un appareil de type Instron (cf. figure 10, Abdallah et coll., 1993) et la charge nécessaire à l'apparition des fêlures enregistrée (CR1, CR2). L'apparition des fêlures de la coquille est détectée à l'aide de l'"Egg tester" (cf. figure 10). L'œuf placé sur des rouleaux est stimulé par un petit marteau d'impact. L'"Egg tester" mesure alors les vibrations captées par un microphone.



**Figure 10.** Instron, appareil de mesure de la charge de rupture et de la rigidité statique de la coquille (à gauche) et egg tester, appareil de mesure de la micro-fêlure de l'œuf (à droite).

Enfin, pour l'ensemble de ces caractères, la moyenne sur les deux stades a été calculée et les variables ainsi créées indicées «  $\mu$  » (par exemple,  $PO\mu$  pour la moyenne de PO1 et PO2).

### *2.3.d. Consommation résiduelle*

La consommation résiduelle a été mesurée sur 28 jours, entre 33 et 36 semaines. Le poids corporel à 33 et 36 semaines (P33 et P36) et sa variation ( $\Delta P$ ) entre le début et la fin de cette période ont été enregistrés. La consommation d'aliments (CONS), et le poids des oeufs (PW) ont été enregistrés pour chaque poule. La masse d'oeufs ( $MW_{33-36}$ ) a été calculée en pesant tous les œufs pondus pendant la période de contrôle alimentaire, y compris les œufs mous et cassés.

**La consommation résiduelle** (CRES) est la différence entre la consommation alimentaire réelle (CONS) et la consommation alimentaire théorique ( $CONS_T$ ) obtenue par régression multiple, sur nos données, sur les variables  $MW_{33-36}$ ,  $\Delta P$  et P33 (Byerly et coll., 1980 ; Bordas et coll., 1992b; Tixier-Boichard et coll., 1995), selon la formule suivante :

$$CONS_T = -1139.7 + 1.912 \times \Delta P + 73.33 \times \sqrt{P33} + 0.9825 \times MW_{33-36} \quad (15)$$

### *2.3.e. Autres caractères mesurés*

La température rectale à 36 semaines a également été mesurée (TC36). Enfin, la couleur du jaune d'œuf a été évaluée par les paramètres de luminance (L), l'indice de jaune ( $b^*$ ) et l'indice de rouge ( $a^*$ ).

## **2.4. Analyses statistiques**

### *2.4.a. Modélisation de la courbe de ponte*

La courbe de ponte a été modélisée en utilisant toutes les données de ponte de l'entrée en ponte à la 24<sup>ème</sup> semaine de ponte. En raison de la forme différente des courbes de ponte dans les différents traitements (cf. figure 15), il n'a pas été possible d'inclure les données après cette date. La procédure NLIN de SAS (SAS, 1999) a été utilisée. Différentes courbes possibles ont été testées (type gamma, compartimental, Adam-Bell,

logistique curvilinéaire et logistique linéaire, cf. tableau 17), la plus adaptée étant celle de type gamma (Wood, 1967) qui décrit la ponte hebdomadaire ( $NW_S$ ) par la formule suivante :

$$NW_S = F \times t^G \times e^{-Ht} \quad (16)$$

où F, G et H sont les paramètres de la courbe de ponte. Le rapport G/H correspond à l'âge au pic de ponte, F décrit le démarrage de la ponte et H décrit la persistance de la ponte après le pic. Plus le paramètre H augmente, moins la persistance est bonne.

**Tableau 17.** Modèles mathématiques utilisés pour modéliser la production d'œufs (d'après Chapuis, 1997).

Modèle	Etude	Equation*
Fonction type gamma	Wood, 1967	$y = ft^g e^{-ht}$
Compartimental	Mc Millan et coll., 1970a, b	$y = a(1 - e^{-c(t-d)})e^{-bt}$
Adam-Bell	Adam et Bell, 1980	$y = \frac{1}{1 + ae^{-(t-d)}}$
Logistique curvilinéaire	Yang et coll., 1989	$y = \frac{1}{1 + e^{-c(t-d)}} e^{-bt}$

\* y représente le nombre d'œufs pondus à la  $t^{ème}$  semaine de ponte. Les différents paramètres a, b, c, d, f, g et h sont des constantes déterminées par régression non linéaire.

#### 2.4.b. Détection des interactions entre génotype et environnement

Pour chaque variable, plusieurs analyses ont été réalisées avec la procédure GLM (General Linear Model) de SAS (1999). Une première analyse de variance a été effectuée sur les Gauloises Noires, ne prenant en compte que l'effet nyctémère (Printemps, Automne ou Classique, N = 304).

Dans un deuxième temps, une analyse de variance a été réalisée pour détecter les possibles interactions entre génotype et environnement entre Gauloise Dorée et Gauloise Noire, selon le modèle suivant :

$$Y_{ijk} = \mu + G_i + T_j + GT_{ij} + e_{ijk} \quad (17)$$

où  $y_{ijk}$  est la performance de la poule k ( $k = 1, \dots, 276$ ),  $\mu$  la moyenne générale,  $G_i$  l'effet fixé du génotype i ( $i =$  Gauloise Noire, Gauloise Dorée),  $T_j$  l'effet fixé du traitement

lumineux  $j$  ( $j = \text{Classique, Printemps}$ ),  $GT_{ij}$  l'effet fixé de l'interaction entre le génotype  $i$  et le traitement  $j$  et  $e_{ijk}$  la résiduelle propre à la poule  $k$ .

Enfin, une troisième analyse a eu pour but de vérifier si le classement des reproducteurs était le même dans les deux conditions. Cette dernière analyse n'a été effectuée que sur la Gauloise Dorée, seul génotype pour lequel nous disposions des généalogies. Le modèle utilisé était le suivant :

$$y_{ijk} = \mu + T_i + P_j + TP_{ij} + e_{ijk} \quad (18)$$

où  $y_{ijk}$  est la performance de la poule  $k$  ( $k = 1, \dots, 96$ ),  $\mu$  la moyenne générale,  $T_i$  le traitement lumineux ( $i = \text{Classique, Printemps}$ ),  $P_j$  l'effet aléatoire du père  $j$  ( $j = 1, \dots, 10$ ),  $TP_{ij}$  l'interaction aléatoire entre le génotype et le père et  $e_{ijk}$  la résiduelle propre à la poule  $k$ .

Les pères ont ensuite été classés indépendamment dans les deux milieux et la corrélation de rang entre le traitement « Printemps » et le traitement « Classique » a été calculée pour chaque caractère avec la procédure PROC CORR de SAS (1999). Enfin, on a calculé le nombre de pères pour lequel le rang changeait de plus de 30 % entre les deux milieux, afin de comprendre si les choix de reproducteurs potentiels auraient été les mêmes dans les deux milieux.

### **3. RESULTATS ET DISCUSSION**

Les résultats de l'analyse de variance et les moyennes par génotype et par traitement sont présentés dans les tableaux 18 et 19 pour la comparaison des poules GN et GD. L'effet du traitement sur le classement des pères GD est présenté dans les tableaux 20 et 21. Les résultats concernant l'effet du troisième traitement lumineux (automne) étudié seulement sur les poules GN sont présentés dans les tableaux 22 et 23.

#### **3.1. Interaction génotype×photopériode**

##### *3.1.a. Interaction entre le génotype (GN, GD) et la photopériode (C, P)*

Très peu d'interactions entre génotype et photopériode ont été observées dans cette analyse. Aucune interaction n'a été observée pour la croissance et la morphologie hormis pour le poids à la naissance et à 4 semaines. La présence d'interaction pour la croissance, surtout à la naissance, est certainement due au hasard d'une répartition inégale des

**Tableau 18:** Analyse de variance entre gauloise dorée et noire dans les deux milieux, sur les caractères de croissance, conformation, consommation alimentaire et photopériode (P).

Caractère	Gauloise Dorée	Gauloise Noire	Classique	Printemps	Classique - Dorée	Classique - Noire	Printemps - Dorée	Printemps - Noire	G <sup>2</sup>	P <sup>2</sup>	G×P <sup>2</sup>
<i>Croissance</i>											
<b>P0 (g)</b>	32.83±0.34 <sup>a1</sup>	39.19±0.25 <sup>b</sup>	36.31±0.30 <sup>x</sup>	35.70±0.30 <sup>x</sup>	32.64±0.48 <sup>i</sup>	39.99±0.36 <sup>j</sup>	33.02±0.48 <sup>i</sup>	38.38±0.35 <sup>k</sup>	***	NS	*
<b>P4 (g)</b>	218.6±3.9 <sup>a</sup>	297.4±2.8 <sup>b</sup>	250.6±3.4 <sup>x</sup>	265.3±3.4 <sup>y</sup>	206.1±5.5 <sup>i</sup>	295.2±3.9 <sup>j</sup>	231.1±5.6 <sup>k</sup>	299.6±3.9 <sup>j</sup>	***	**	*
<b>P8 (g)</b>	555.1±8.8 <sup>a</sup>	740.9±6.1 <sup>b</sup>	651.5±7.5 <sup>x</sup>	644.5±7.6 <sup>x</sup>	559.2±12.2 <sup>i</sup>	743.7±8.7 <sup>j</sup>	551.0±12.5 <sup>i</sup>	738.0±8.5 <sup>j</sup>	***	NS	NS
<b>P12 (g)</b>	888.6±15.3 <sup>a</sup>	1186.2±9.8 <sup>b</sup>	1058.1±12.4 <sup>x</sup>	1016.7±13.3 <sup>y</sup>	910.8±20.3 <sup>i</sup>	1205.3±14.1 <sup>j</sup>	866.4±22.8 <sup>i</sup>	1167.0±13.5 <sup>j</sup>	***	*	NS
<b>P17 (g)</b>	1102.05±18.3 <sup>a</sup>	1487.7±13.3 <sup>b</sup>	1305.2±15.5 <sup>x</sup>	1284.6±16.5 <sup>x</sup>	1120.1±24.1 <sup>i</sup>	1490.2±19.4 <sup>j</sup>	1084.0±27.6 <sup>i</sup>	1485.2±18.2 <sup>j</sup>	***	NS	NS
<b>P22 (g)</b>	1296.3±24.4 <sup>a</sup>	1813.4±17.5 <sup>b</sup>	1572.7±20.6 <sup>x</sup>	1537.1±21.8 <sup>x</sup>	1311.2±32.3 <sup>i</sup>	1834.1±25.6 <sup>j</sup>	1281.4±36.5 <sup>i</sup>	1792.7±24.0 <sup>j</sup>	***	NS	NS
<b>P33 (g)</b>	1409.4±34.1 <sup>a</sup>	1922.0±23.3 <sup>b</sup>	1666.3±27.4 <sup>x</sup>	1665.0±30.8 <sup>x</sup>	1409.5±43.1 <sup>i</sup>	1923.0±33.9 <sup>j</sup>	1409.3±52.6 <sup>i</sup>	1920.8±31.8 <sup>j</sup>	***	NS	NS
<b>P36 (g)</b>	1418.8±33.6 <sup>a</sup>	1928.6±23.2 <sup>b</sup>	1698.2±27.2 <sup>x</sup>	1649.2±30.4 <sup>x</sup>	1440.7±42.5 <sup>i</sup>	1955.8±34.1 <sup>j</sup>	1396.9±52.1 <sup>i</sup>	1901.5±31.4 <sup>j</sup>	***	NS	NS
<b>P52 (g)</b>	1553.6±41.1 <sup>a</sup>	2102.1±28.1 <sup>b</sup>	1781.8±33.2 <sup>x</sup>	1873.9±37.1 <sup>x</sup>	1493.3±51.7 <sup>i</sup>	2070.4±41.7 <sup>j</sup>	1613.9±63.8 <sup>i</sup>	2133.9±37.7 <sup>j</sup>	***	†	NS
<b>L (j<sup>-1</sup>)</b>	0.061±0.005 <sup>a</sup>	0.080±0.004 <sup>b</sup>	0.067±0.004 <sup>x</sup>	0.074±0.005 <sup>x</sup>	0.056±0.007 <sup>i</sup>	0.066±0.008 <sup>ij</sup>	0.077±0.005 <sup>ij</sup>	0.083±0.005 <sup>j</sup>	**	NS	NS
<b>K (j<sup>-1</sup>)</b>	0.014±0.001 <sup>a</sup>	0.019±0.001 <sup>b</sup>	0.015±0.001 <sup>x</sup>	0.018±0.001 <sup>x</sup>	0.013±0.002 <sup>i</sup>	0.016±0.002 <sup>ij</sup>	0.018±0.001 <sup>ij</sup>	0.020±0.001 <sup>j</sup>	**	NS	NS
<b>TI (j)</b>	185.4±17.9 <sup>a</sup>	151.1±12.8 <sup>a</sup>	181.4±15.1 <sup>x</sup>	155.0±15.9 <sup>x</sup>	206.2±23.9 <sup>i</sup>	165.5±26.6 <sup>i</sup>	156.6±18.6 <sup>i</sup>	145.6±17.5 <sup>i</sup>	†	NS	NS
<i>Morphologie</i>											
<b>LOT8 (mm)</b>	78.40±0.51 <sup>a</sup>	87.25±0.35 <sup>b</sup>	83.51±0.44 <sup>x</sup>	82.14±0.43 <sup>y</sup>	79.08±0.72 <sup>i</sup>	87.94±0.50 <sup>j</sup>	77.73±0.72 <sup>i</sup>	86.56±0.49 <sup>j</sup>	***	*	NS
<b>LOT12 (mm)</b>	92.45±0.63 <sup>a</sup>	102.10±0.40 <sup>b</sup>	97.68±0.51 <sup>x</sup>	96.87±0.55 <sup>x</sup>	92.90±0.84 <sup>i</sup>	102.47±0.58 <sup>j</sup>	92.00±0.94 <sup>i</sup>	101.74±0.56 <sup>j</sup>	***	NS	NS
<b>LOT36 (mm)</b>	94.72±0.92 <sup>a</sup>	104.81±0.63 <sup>b</sup>	98.98±0.74 <sup>x</sup>	100.55±0.83 <sup>x</sup>	93.99±1.17 <sup>i</sup>	103.96±0.93 <sup>j</sup>	95.46±1.41 <sup>i</sup>	105.65±0.85 <sup>j</sup>	***	NS	NS
<b>LOT52 (mm)</b>	94.80±1.00 <sup>a</sup>	105.37±0.68 <sup>b</sup>	101.43±0.81 <sup>x</sup>	98.74±0.90 <sup>y</sup>	96.65±1.28 <sup>i</sup>	106.22±1.01 <sup>j</sup>	92.96±1.55 <sup>i</sup>	104.52±0.92 <sup>j</sup>	***	*	NS
<b>LAT8 (mm)</b>	68.28±0.66 <sup>a</sup>	75.22±0.45 <sup>b</sup>	73.06±0.57 <sup>x</sup>	70.44±0.57 <sup>y</sup>	69.43±0.94 <sup>i</sup>	77.70±0.65 <sup>j</sup>	67.13±0.94 <sup>i</sup>	74.75±0.63 <sup>k</sup>	***	**	NS
<b>LAT12 (mm)</b>	73.74±0.69 <sup>a</sup>	82.34±0.44 <sup>b</sup>	78.77±0.56 <sup>x</sup>	77.31±0.60 <sup>x</sup>	74.77±0.92 <sup>i</sup>	82.77±0.63 <sup>j</sup>	72.70±1.04 <sup>i</sup>	81.91±0.62 <sup>j</sup>	***	†	NS
<b>LAT36 (mm)</b>	81.12±0.78 <sup>a</sup>	89.46±0.54 <sup>b</sup>	87.28±0.64 <sup>x</sup>	83.30±0.70 <sup>y</sup>	83.20±1.00 <sup>i</sup>	91.36±0.79 <sup>j</sup>	79.04±1.20 <sup>k</sup>	87.56±0.73 <sup>l</sup>	***	***	NS
<b>LAT52 (mm)</b>	81.35±0.92 <sup>a</sup>	91.89±0.63 <sup>b</sup>	87.47±0.75 <sup>x</sup>	85.76±0.83 <sup>x</sup>	81.91±1.17 <sup>i</sup>	93.04±0.93 <sup>j</sup>	80.78±1.42 <sup>i</sup>	90.74±0.84 <sup>j</sup>	***	NS	NS
<b>BARB36 (mm)</b>	24.93±0.83 <sup>a</sup>	32.60±0.57 <sup>b</sup>	31.92±0.67 <sup>x</sup>	25.60±0.74 <sup>y</sup>	27.77±1.06 <sup>i</sup>	36.07±0.83 <sup>j</sup>	22.08±1.28 <sup>k</sup>	29.12±0.77 <sup>i</sup>	***	***	NS
<b>BARB46 (mm)</b>	28.77±0.98 <sup>a</sup>	36.44±0.66 <sup>b</sup>	36.07±0.79 <sup>x</sup>	29.14±0.88 <sup>y</sup>	32.50±1.24 <sup>i</sup>	39.64±0.98 <sup>j</sup>	25.04±1.51 <sup>k</sup>	33.24±0.89 <sup>i</sup>	***	***	NS
<b>BARB52 (mm)</b>	31.23±0.94 <sup>a</sup>	39.04±0.64 <sup>b</sup>	35.27±0.77 <sup>x</sup>	35.00±0.85 <sup>x</sup>	31.21±1.20 <sup>i</sup>	39.33±0.95 <sup>j</sup>	31.26±1.46 <sup>i</sup>	38.76±0.86 <sup>j</sup>	***	NS	NS
<i>Consommation alimentaire</i>											
<b>CONS (g)</b>	1931.8±70.7 <sup>a</sup>	2753.6±48.7 <sup>b</sup>	2609.4±57.3 <sup>x</sup>	2076.0±64.0 <sup>y</sup>	2165.4±89.4 <sup>i</sup>	3053.3±71.7 <sup>j</sup>	1698.3±109.5 <sup>k</sup>	2453.8±66.1 <sup>l</sup>	***	***	NS
<b>CONSRES (g)</b>	-50.09±34.53 <sup>a</sup>	25.33±23.81 <sup>a</sup>	32.68±27.99 <sup>x</sup>	-57.44±31.23 <sup>y</sup>	22.55±43.68 <sup>ij</sup>	42.82±35.02 <sup>i</sup>	-122.73±53.49 <sup>j</sup>	7.85±32.26 <sup>ij</sup>	†	*	NS
<i>Température corporelle</i>											
<b>TC36 (°C)</b>	41.12±0.06 <sup>a</sup>	41.20±0.04 <sup>a</sup>	41.10±0.05 <sup>x</sup>	41.22±0.06 <sup>x</sup>	41.08±0.08 <sup>i</sup>	41.13±0.06 <sup>i</sup>	41.15±0.10 <sup>i</sup>	41.28±0.06 <sup>i</sup>	NS	NS	NS

<sup>1</sup> les moyennes présentant des exposants différents sont significativement différentes au seuil de 5%

<sup>2</sup> NS : P>0.10 ; † : P<0.10 ; \* : P<0.05 ; \*\* : P<0.01 ; \*\*\* : P<0.001

**Tableau 19.** Analyse de variance entre gauloise dorée et noire dans les deux milieux sur les caractères de ponte.

Caractère	Gauloise Dorée	Gauloise Noire	Classique	Printemps	Classique - Dorée	Classique - Noire	Printemps - Dorée	Printemps - Noire	G	P	G×P
<i>Caractères quantitatifs de ponte</i>											
NT	56.46±4.54 <sup>a</sup>	101.06±3.09 <sup>b</sup>	94.99±3.69 <sup>x</sup>	62.53±4.08 <sup>y</sup>	70.35±5.77 <sup>i</sup>	119.63±4.58 <sup>j</sup>	42.57±7.02 <sup>k</sup>	82.50±4.14 <sup>i</sup>	***	***	NS
MTO (g)	3434±259 <sup>a</sup>	5775±152 <sup>b</sup>	5464±195 <sup>x</sup>	3745±228 <sup>y</sup>	4314±327 <sup>i</sup>	6614±210 <sup>j</sup>	2555±401 <sup>k</sup>	4936±219 <sup>i</sup>	***	***	NS
I (%)	31.01±2.10 <sup>a</sup>	47.44±1.41 <sup>b</sup>	48.19±1.72 <sup>x</sup>	30.26±1.87 <sup>y</sup>	39.54±2.72 <sup>i</sup>	56.84±2.10 <sup>j</sup>	22.48±3.21 <sup>k</sup>	38.04±1.90 <sup>i</sup>	***	***	NS
I <sub>cor</sub> (%)	71.27±0.96 <sup>a</sup>	73.52±0.64 <sup>b</sup>	71.72±0.79 <sup>x</sup>	73.06±0.84 <sup>x</sup>	69.98±1.24 <sup>i</sup>	73.47±0.95 <sup>i</sup>	72.56±1.46 <sup>i</sup>	73.56±0.86 <sup>i</sup>	*	NS	NS
<i>Courbe de ponte (Gamma)</i>											
F	0.15±0.10 <sup>a</sup>	1.16±0.07 <sup>b</sup>	0.69±0.08 <sup>x</sup>	0.62±0.09 <sup>x</sup>	0.25±0.13 <sup>i</sup>	1.13±0.10 <sup>j</sup>	0.05±0.15 <sup>i</sup>	1.18±0.09 <sup>j</sup>	***	NS	NS
G (j <sup>-1</sup> )	7.37±0.57 <sup>a</sup>	2.56±0.39 <sup>b</sup>	3.45±0.47 <sup>x</sup>	6.49±0.51 <sup>b</sup>	4.98±0.75 <sup>i</sup>	1.91±0.57 <sup>j</sup>	9.77±0.86 <sup>k</sup>	3.20±0.54 <sup>ij</sup>	***	***	*
H (j <sup>-1</sup> )	0.77±0.13 <sup>a</sup>	0.42±0.09 <sup>b</sup>	0.39±0.11 <sup>x</sup>	0.80±0.12 <sup>y</sup>	0.49±0.17 <sup>ij</sup>	0.29±0.13 <sup>i</sup>	1.05±0.20 <sup>j</sup>	0.54±0.12 <sup>ij</sup>	*	*	NS
<i>Facteurs de temps</i>											
AIO (j)	178.7±2.7 <sup>a</sup>	151.4±1.9 <sup>b</sup>	166.0±2.2 <sup>x</sup>	164.1±2.4 <sup>x</sup>	177.7±3.5 <sup>i</sup>	154.4±2.7 <sup>j</sup>	179.7±4.0 <sup>i</sup>	148.4±2.6 <sup>j</sup>	***	NS	NS
LS (j)	1.78±0.08 <sup>a</sup>	2.20±0.06 <sup>b</sup>	2.05±0.07 <sup>x</sup>	1.92±0.07 <sup>x</sup>	1.84±0.11 <sup>ik</sup>	2.26±0.08 <sup>ik</sup>	1.71±0.13 <sup>i</sup>	2.14±0.07 <sup>k</sup>	***	NS	NS
PP (%)	55.4±2.9	35.1±1.9 <sup>b</sup>	32.5±2.4	58.0±2.6 <sup>y</sup>	42.6±3.7 <sup>i</sup>	22.4±2.9 <sup>j</sup>	68.2±4.4 <sup>k</sup>	47.8±2.6 <sup>i</sup>	***	***	NS
<i>Mensurations de l'oeuf</i>											
PO1 (g)	45.4±0.7 <sup>a</sup>	53.9±0.4 <sup>b</sup>	49.4±0.5 <sup>x</sup>	49.9±0.6 <sup>x</sup>	44.8±0.9 <sup>j</sup>	54.1±0.6 <sup>j</sup>	46.1±1.1 <sup>ij</sup>	53.6±0.6 <sup>j</sup>	***	NS	NS
LAO1 (mm)	42.5±0.6 <sup>a</sup>	45.2±0.3 <sup>b</sup>	44.3±0.4 <sup>x</sup>	43.4±0.5 <sup>x</sup>	42.8±0.7 <sup>i</sup>	45.8±0.5 <sup>j</sup>	42.2±0.9 <sup>j</sup>	44.7±0.5 <sup>ij</sup>	***	NS	NS
LOO1 (mm)	49.5±0.6 <sup>a</sup>	51.81±0.34 <sup>b</sup>	49.8±0.4 <sup>x</sup>	51.5±0.5 <sup>x</sup>	48.3±0.7 <sup>i</sup>	51.3±0.5 <sup>j</sup>	50.7±0.9 <sup>ij</sup>	52.3±0.5 <sup>j</sup>	***	*	NS
PO2 (g)	52.6±0.7 <sup>a</sup>	58.9±0.4 <sup>b</sup>	56.3±0.6 <sup>x</sup>	55.3±0.5 <sup>x</sup>	53.2±0.9 <sup>i</sup>	59.4±0.6 <sup>j</sup>	52.1±1.0 <sup>i</sup>	58.5±0.5 <sup>j</sup>	***	NS	NS
LAO2 (mm)	41.3±0.2 <sup>a</sup>	42.9±0.1 <sup>b</sup>	42.5±0.2 <sup>x</sup>	41.7±0.2 <sup>y</sup>	41.8±0.3 <sup>i</sup>	43.3±0.2 <sup>j</sup>	40.8±0.3 <sup>i</sup>	42.6±0.2 <sup>k</sup>	***	***	NS
LOO2 (mm)	55.7±0.3 <sup>a</sup>	57.3±0.2 <sup>b</sup>	56.1±0.2 <sup>x</sup>	56.9±0.2 <sup>y</sup>	55.2±0.4 <sup>i</sup>	56.9±0.3 <sup>ik</sup>	56.2±0.4 <sup>ik</sup>	57.6±0.2 <sup>j</sup>	***	*	NS
POμ(g)	49.9±0.6 <sup>a</sup>	56.3±0.4 <sup>b</sup>	52.8±0.5 <sup>x</sup>	53.5±0.6 <sup>x</sup>	49.2±0.8 <sup>i</sup>	56.4±0.6 <sup>j</sup>	50.7±1.0 <sup>i</sup>	56.3±0.6 <sup>j</sup>	***	NS	NS
LAOμ(mm)	42.1±0.3 <sup>a</sup>	43.9±0.2 <sup>b</sup>	43.5±0.2 <sup>x</sup>	42.5±0.3 <sup>b</sup>	42.6±0.4 <sup>ik</sup>	44.5±0.3 <sup>j</sup>	41.6±0.4 <sup>i</sup>	43.4±0.3 <sup>k</sup>	***	**	NS
LOOμ(mm)	53.1±0.4 <sup>a</sup>	54.7±0.3 <sup>b</sup>	52.8±0.3 <sup>a</sup>	55.1±0.4 <sup>b</sup>	51.6±0.5 <sup>i</sup>	53.9±0.4 <sup>j</sup>	54.7±0.69 <sup>jk</sup>	55.4±0.4 <sup>k</sup>	**	***	NS
<i>Composition de l'oeuf</i>											
PJ1 (%)	32.01±0.43 <sup>a</sup>	30.34±0.25 <sup>b</sup>	31.45±0.31 <sup>x</sup>	30.90±0.39 <sup>x</sup>	32.36±0.52 <sup>i</sup>	3053±0.34 <sup>j</sup>	31.66±0.69 <sup>ij</sup>	30.14±0.36 <sup>j</sup>	***	NS	NS
PCOQ1 (%)	9.97±0.13 <sup>a</sup>	9.22±0.08 <sup>b</sup>	9.59±0.09 <sup>x</sup>	9.60±0.12 <sup>x</sup>	9.91±0.16 <sup>i</sup>	9.28±0.10 <sup>j</sup>	10.04±0.20 <sup>i</sup>	9.17±0.11 <sup>j</sup>	***	NS	NS
PJ2 (%)	32.54±0.29 <sup>a</sup>	31.78±0.18 <sup>b</sup>	32.34±0.25 <sup>x</sup>	31.98±0.24 <sup>x</sup>	32.88±0.40 <sup>i</sup>	31.79±0.28 <sup>j</sup>	32.20±0.41 <sup>i</sup>	31.76±0.24 <sup>i</sup>	*	NS	NS
PCOQ2 (%)	9.19±0.11 <sup>a</sup>	8.89±0.07 <sup>b</sup>	8.88±0.10 <sup>x</sup>	9.19±0.09 <sup>y</sup>	9.09±0.16 <sup>ij</sup>	8.67±0.11 <sup>j</sup>	9.28±0.16 <sup>i</sup>	9.11±0.09 <sup>i</sup>	*	*	NS
PJμ (%)	32.10±0.27 <sup>a</sup>	31.13±0.18 <sup>b</sup>	31.65±0.22 <sup>x</sup>	31.58±0.24 <sup>x</sup>	32.32±0.35 <sup>i</sup>	30.98±0.26 <sup>j</sup>	31.88±0.42 <sup>ij</sup>	31.28±0.24 <sup>ij</sup>	**	NS	NS
PCOQμ (%)	9.53±0.09 <sup>a</sup>	9.08±0.06 <sup>b</sup>	9.26±0.07 <sup>x</sup>	9.35±0.08 <sup>x</sup>	9.51±0.12 <sup>i</sup>	9.01±0.09 <sup>j</sup>	9.55±0.14 <sup>i</sup>	9.15±0.08 <sup>ij</sup>	***	NS	NS
<i>Couleur de l'oeuf</i>											
L	52.65±0.45 <sup>a</sup>	51.64±0.27 <sup>a</sup>	52.53±0.33 <sup>x</sup>	51.76±0.41 <sup>x</sup>	53.49±0.56 <sup>i</sup>	51.57±0.36 <sup>j</sup>	51.81±0.71 <sup>ij</sup>	51.71±0.39 <sup>j</sup>	†	NS	†
a*	3.89±0.18 <sup>a</sup>	4.18±0.11 <sup>a</sup>	3.82±0.13 <sup>x</sup>	4.26±0.16 <sup>y</sup>	3.75±0.23 <sup>i</sup>	3.88±0.15 <sup>i</sup>	4.04±0.29 <sup>ij</sup>	4.49±0.16 <sup>j</sup>	NS	*	NS
b*	43.92±0.62 <sup>a</sup>	43.46±0.37 <sup>a</sup>	43.00±0.46 <sup>x</sup>	44.38±0.56 <sup>x</sup>	43.80±0.76 <sup>ij</sup>	42.20±0.50 <sup>i</sup>	44.04±0.98 <sup>ij</sup>	44.72±0.53 <sup>j</sup>	NS	†	NS

**Tableau 19 (suite).** Analyse de variance entre gauloise dorée et noire dans les deux milieux sur les caractères de ponte.

Caractère	Gauloise Dorée	Gauloise Noire	Classique	Printemps	Classique - Dorée	Classique - Noire	Printemps - Dorée	Printemps - Noire	G	P	G×P
<i>Défauts de l'œuf</i>											
<b>PMOU (%)</b>	0.29±0.54 <sup>a</sup>	1.63±0.36 <sup>b</sup>	1.27±0.44 <sup>x</sup>	0.65±0.48 <sup>x</sup>	0.44±0.70 <sup>i</sup>	2.11±0.54 <sup>i</sup>	0.14±0.82 <sup>i</sup>	1.16±0.49 <sup>i</sup>	*	NS	NS
<b>PDOUBLE (%)</b>	0.19±0.20 <sup>a</sup>	1.05±0.14 <sup>b</sup>	0.61±0.17 <sup>x</sup>	0.63±0.18 <sup>x</sup>	0.19±0.26 <sup>i</sup>	1.03±0.20 <sup>ij</sup>	0.19±0.31 <sup>ij</sup>	1.07±0.18 <sup>i</sup>	***	NS	NS
<b>PCAS (%)</b>	3.71±1.43 <sup>a</sup>	5.39±0.96 <sup>a</sup>	3.37±1.17 <sup>x</sup>	5.73±1.27 <sup>x</sup>	2.08±1.85 <sup>i</sup>	4.67±1.42 <sup>i</sup>	5.35±2.18 <sup>i</sup>	6.11±1.29 <sup>i</sup>	NS	NS	NS
<b>PTACHE (%)</b>	2.36±1.79 <sup>a</sup>	5.35±1.16 <sup>a</sup>	3.54±1.43 <sup>x</sup>	4.16±1.59 <sup>x</sup>	1.95±2.30 <sup>i</sup>	5.14±1.70 <sup>i</sup>	2.76±2.75 <sup>i</sup>	5.56±1.59 <sup>i</sup>	NS	NS	NS
<b>PDEF (%)</b>	4.19±1.57 <sup>a</sup>	8.07±1.06 <sup>b</sup>	5.25±1.28 <sup>x</sup>	7.00±1.39 <sup>x</sup>	2.71±2.03 <sup>i</sup>	7.80±1.57 <sup>i</sup>	5.67±2.40 <sup>i</sup>	8.33±1.42 <sup>i</sup>	*	NS	NS
<i>Autres paramètres (solidité de la coquille, hauteur de l'albumen)</i>											
<b>CR1 (N)</b>	33.62±0.81 <sup>a</sup>	28.88±0.48 <sup>b</sup>	30.79±0.59 <sup>x</sup>	31.71±0.73 <sup>x</sup>	33.10±0.99 <sup>i</sup>	28.47±0.65 <sup>j</sup>	34.13±1.27 <sup>i</sup>	29.29±0.69 <sup>j</sup>	***	NS	NS
<b>HA1 (mm)</b>	6.94±0.23 <sup>a</sup>	7.25±0.14 <sup>a</sup>	7.14±0.17 <sup>x</sup>	7.05±0.21 <sup>x</sup>	6.93±0.29 <sup>i</sup>	7.35±0.19 <sup>i</sup>	6.95±0.37 <sup>i</sup>	7.15±0.20 <sup>i</sup>	NS	NS	NS
<b>CR2 (N)</b>	30.05±0.85 <sup>a</sup>	27.88±0.53 <sup>b</sup>	27.64±0.72 <sup>x</sup>	30.28±0.70 <sup>y</sup>	29.45±1.19 <sup>ij</sup>	25.84±0.81 <sup>j</sup>	30.64±1.22 <sup>i</sup>	29.92±0.70 <sup>i</sup>	*	**	NS
<b>HA2 (mm)</b>	6.10±0.17 <sup>a</sup>	6.24±0.11 <sup>a</sup>	5.94±0.14 <sup>x</sup>	6.40±0.14 <sup>y</sup>	5.76±0.24 <sup>i</sup>	6.13±0.16 <sup>i</sup>	6.44±0.25 <sup>i</sup>	6.35±0.14 <sup>i</sup>	NS	*	NS
<b>CRμ(N)</b>	31.64±0.64 <sup>a</sup>	28.54±0.42 <sup>b</sup>	29.55±0.51 <sup>x</sup>	30.63±0.57 <sup>x</sup>	31.76±0.82 <sup>i</sup>	27.34±0.61 <sup>j</sup>	31.51±0.98 <sup>i</sup>	29.74±0.57 <sup>i</sup>	***	NS	†
<b>HAμ(mm)</b>	6.52±0.15 <sup>a</sup>	6.73±0.10 <sup>a</sup>	6.59±0.12 <sup>x</sup>	6.66±0.13 <sup>x</sup>	6.40±0.19 <sup>i</sup>	6.79±0.14 <sup>i</sup>	6.63±0.23 <sup>i</sup>	6.69±0.13 <sup>i</sup>	NS	NS	NS

<sup>1</sup> les moyennes présentant des exposants différents sont significativement différentes au seuil de 5%

<sup>2</sup> NS : P>0.10 ; † : P<0.10 ; \* : P<0.05 ; \*\* : P<0.01 ; \*\*\* : P<0.001

poussins dans les cellules d'élevage. En effet, à cet âge les différents traitements ont encore la même photopériode.

Pour les caractères de ponte, la présence d'interaction n'a été détectée que pour le paramètre G de la courbe de ponte (Tableau 19). Le paramètre G est plus élevé en milieu Classique qu'en milieu Printemps, mais la variation est plus faible pour les GN (+68 %) que pour les GD (+96 %) et n'est significative que pour ces dernières. Cette interaction se traduit donc par un écart entre les deux génotypes plus faible en milieu Classique qu'en milieu Printemps.

De plus, l'interaction est presque significative pour la luminance du jaune d'œuf ( $P=0.05$ ) et la solidité moyenne de la coquille ( $P=0.09$ ). La tendance observée sur le paramètre L est due à un effet négatif du traitement Printemps sur les GD (-3.0 %) et à une absence d'effet sur les GN (+0.3 %). Cet effet est inversé pour les indices de jaune et de rouge, pour lesquels le traitement n'a d'effet significatif que sur les poules GN. Enfin, la tendance observée pour la solidité de la coquille est également attribuable à un effet du traitement dans un seul des deux génotypes. En effet, la solidité des œufs est plus élevée en milieu Printemps, mais uniquement pour les GN.

### 3.1.b. Changement de classement des pères GD en fonction du milieu

Si les interactions sont peu fréquentes entre génotypes, il en va autrement intra-génotype, lorsque l'on observe les classements des pères des poules GD dans les 2 milieux (Tableaux 20 et 21).

Les corrélations de rang entre les classements des pères dans les 2 milieux classique et printemps sont relativement élevées pour la plupart des *caractères de croissance* (0.41 en moyenne, cf. tableau 20). De fait, évaluer les pères sur des performances de croissance en milieu Classique ou Printemps conduit pour l'essentiel à retenir les mêmes animaux. Ainsi, si l'on sélectionnait les pères pour le poids à 8 semaines en milieu Classique (cf. figure 11), on retiendrait *de facto* deux des trois meilleurs dans le milieu de production (i.e., Printemps). De plus, le troisième père retenu sur le poids en milieu Classique présente la 5<sup>ème</sup> performance en milieu Printemps, avec une performance inférieure de seulement 1.5 % au 3<sup>ème</sup>.

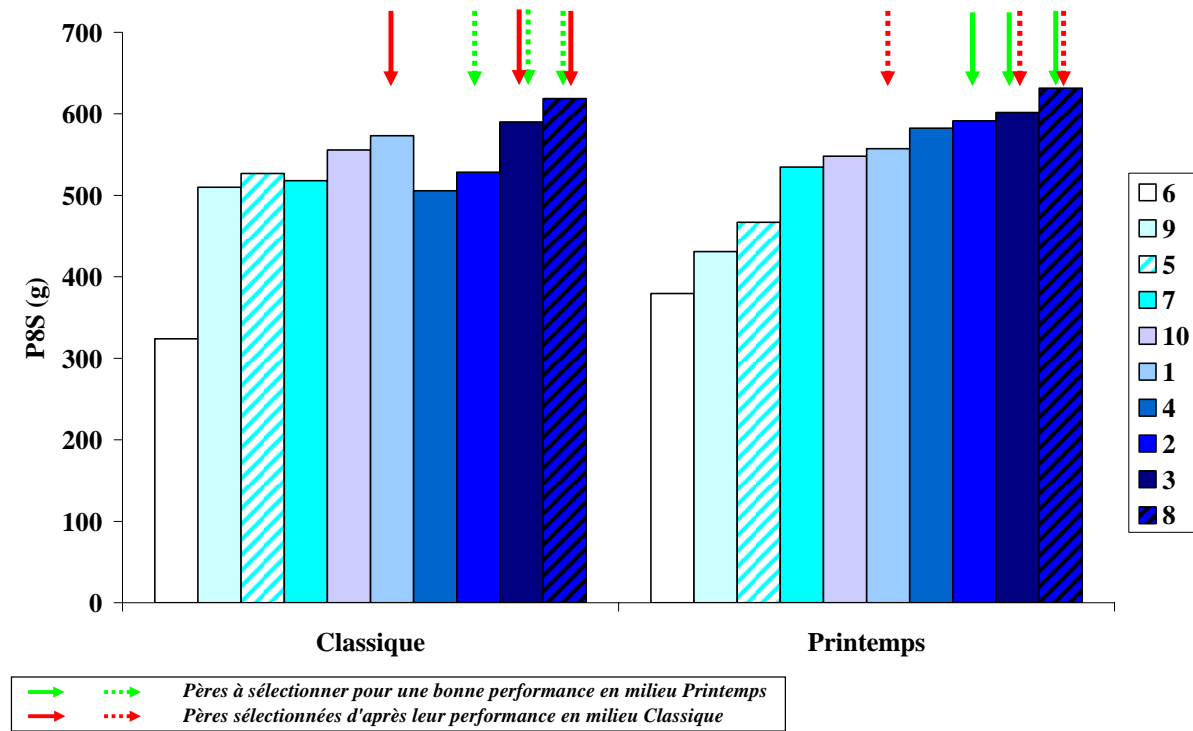


**Tableau 20.** Changement de rang des pères Gauloise Dorée entre le nyctémère « Classique » (C) et le nyctémère « Printemps » (P): Caractères relatifs à la croissance, la consommation alimentaire et la température corporelle.

Caractères	Corrélation de rang entre les milieux C et P	Pères pour lesquels la différence de rang entre milieu C et P est :			Différence de rang entre les deux milieux $\geq 30\%$
		<0	0	>0	
<b><i>Croissance</i></b>					
P0	0.85	3/10	3/10	4/10	0/10
P4	0.75	4/10	2/10	4/10	1/10
P8	0.75	4/10	4/10	2/10	1/10
P12	0.54	4/9	2/9	4/9	4/9
P17	0.08	5/9	0/9	3/9	6/9
P22	0.60	5/9	0/9	4/9	1/9
P33	0.37	4/9	1/9	4/9	2/9
P36	0.48	5/9	1/9	3/9	3/9
P52	0.72	3/9	5/9	1/9	1/9
L	0.63	5/9	0/9	4/9	2/9
K	0.40	4/9	0/9	5/9	3/9
TI	0.28	4/9	2/9	3/9	4/9
<b><i>Morphologie</i></b>					
LOT8	0.59	5/10	2/10	3/10	3/10
LOT12	0.35	5/10	2/10	2/10	5/10
LOT36	0.13	5/9	0/9	4/9	5/9
LOT52	0.30	5/9	1/9	3/9	5/9
LAT8	0.67	3/10	3/10	4/10	5/10
LAT12	0.82	3/10	3/10	4/10	2/10
LAT36	-0.15	5/9	0/9	4/9	6/9
LAT52	0.15	5/9	1/9	3/9	5/9
BARB36	-0.22	5/9	0/9	4/9	6/9
BARB46	0.32	3/9	2/9	4/9	4/9
BARB52	0.15	6/9	0/9	3/9	5/9
<b><i>Consommation alimentaire</i></b>					
CONS	0.28	4/9	1/9	4/9	4/9
CRES	0.55	5/9	0/9	4/9	3/9
<b><i>Température corporelle</i></b>					
TC36	0.28	3/9	2/9	4/9	5/9

**Tableau 21.** Changement de rang des pères Gauloise Dorée entre le nyctémère « Classique » et le nyctémère « Printemps » : caractères relatifs à la ponte.

Caractères	Corrélation de rang entre C et P	Pères pour lesquels le rang en C est :			Différence de rang entre les deux milieux $\geq 30\%$
		<P	=P	>P	
<i>Caractères quantitatifs de ponte</i>					
NT	0.34	3/9	1/9	5/9	6/9
MTO	0.75	2/7	2/7	4/7	1/7
I	0.15	4/9	1/9	4/9	6/9
I <sub>cor</sub>	0.18	5/9	0/9	4/9	5/9
<i>Courbe de ponte (Gamma)</i>					
F	0.57	5/9	1/9	3/9	1/9
G	0.72	3/9	2/9	4/9	3/9
H	0.10	4/9	2/9	3/9	4/9
<i>Facteurs de temps</i>					
A10	0.30	4/9	2/9	3/9	3/9
LS	-0.22	6/9	0/9	3/9	5/9
PP	0.22	5/9	1/9	3/9	5/9
<i>Mensurations de l'œuf</i>					
PO1	0.36	4/7	1/7	2/7	1/7
LOO1	-0.54	2/7	3/7	2/7	4/7
LAO1	-0.43	4/7	1/7	2/7	4/7
PO2	-0.14	3/8	1/8	4/8	4/8
LOO2	-0.05	3/8	1/8	4/8	3/8
LAO2	-0.43	3/8	1/8	4/8	5/8
PO $\mu$	-0.10	4/8	0/8	4/8	4/8
LOO $\mu$	-0.12	3/8	3/8	2/8	4/8
LAO $\mu$	0.24	4/8	2/8	2/8	4/8
<i>Composition de l'œuf</i>					
PCOQ1	0.61	1/7	3/7	3/7	1/7
PJ1	-0.37	2/6	1/6	3/6	3/6
PCOQ2	0.60	2/8	1/8	5/8	1/8
PJ2	0.17	4/8	0/8	4/8	4/8
PCOQ $\mu$	0.52	2/8	3/8	3/8	2/8
PJ $\mu$	0.33	3/8	0/8	5/8	2/8
<i>Couleur de l'œuf</i>					
L	-0.21	2/7	1/7	4/7	2/7
a*	0.18	2/7	4/7	1/7	2/7
b*	0.11	5/7	0/7	2/7	2/7
<i>Défauts de l'œuf</i>					
PCAS	0.43	2/9	4/9	3/9	2/9
PDOUBLE	0.00	1/9	2/9	6/9	1/9
PMOU	0.31	2/9	0/9	7/9	5/9
PTACHE	-0.05	6/8	0/8	2/8	1/8
PDEF	0.32	4/9	2/9	3/9	3/9
<i>Autres paramètres (solidité de la coquille, hauteur de l'albumen)</i>					
CR1	0.57	4/7	0/7	3/7	1/7
HA1	0.00	2/7	2/7	3/7	3/7
CR2	-0.26	4/8	1/8	3/8	4/8
HA2	0.57	2/8	3/8	3/8	3/8
CR $\mu$	0.02	3/8	0/8	5/8	4/8
HA $\mu$	-0.10	4/8	1/8	3/8	4/8

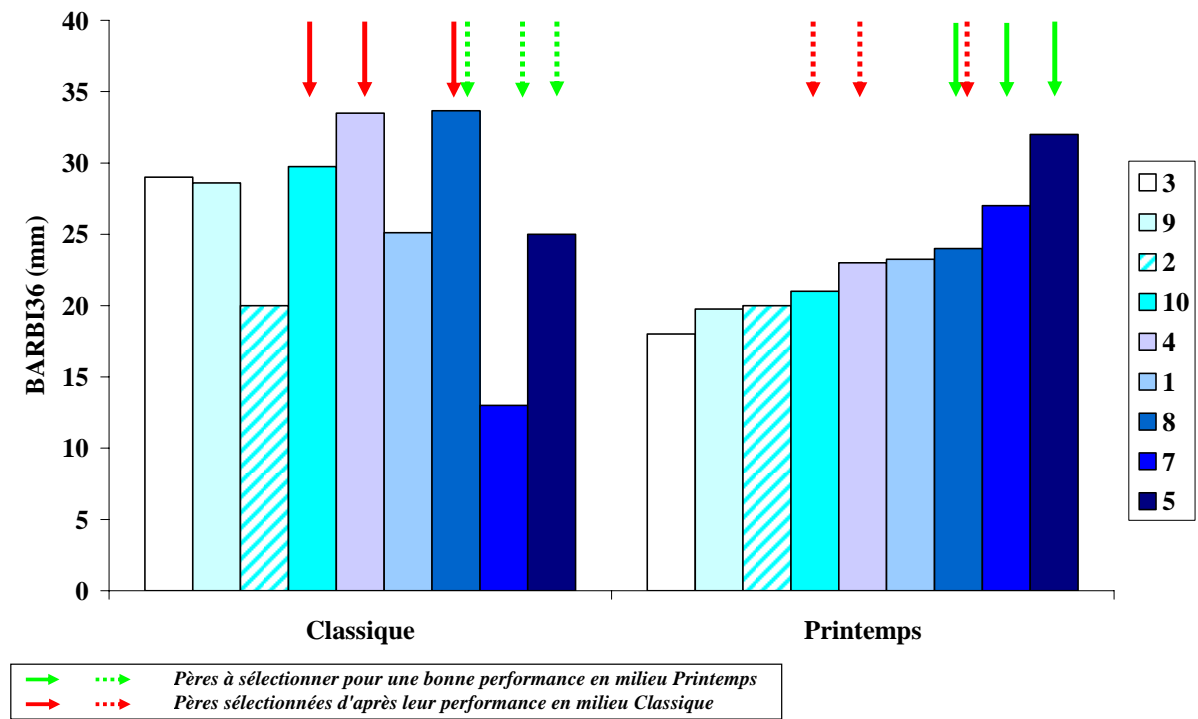


**Figure 11.** Changement de rang des pères GD en fonction du milieu pour le poids à 8 semaines.

Les conclusions sont relativement similaires pour *les caractères morphologiques* à 8 et 12 semaines. En revanche à l'âge adulte, les critères morphologiques présentent des corrélations beaucoup plus faibles, voire même négatives (-0.22 à +0.32, cf. tableau 20). En accord avec ces corrélations, de nombreux pères présentent un changement de rang entre les 2 milieux supérieur à 30 %. Cela est illustré dans la figure 10.

Si l'on avait choisi les pères sur la longueur des barbillons à 36 semaines en milieu classique, on aurait sélectionné les pères 10, 4 et 8. Seul l'un de ces mâles serait classé parmi les trois premiers dans le milieu Printemps. L'un des mâles retenus (père n°10) aurait même une des plus mauvaises performances en milieu printemps, où il se classe 6<sup>ème</sup>. A l'opposé, les pères 5 et 7, qui présentent les meilleures performances en milieu Printemps, se classent seulement 7<sup>ème</sup> et 9<sup>ème</sup> (sur 9) en milieu Classique.

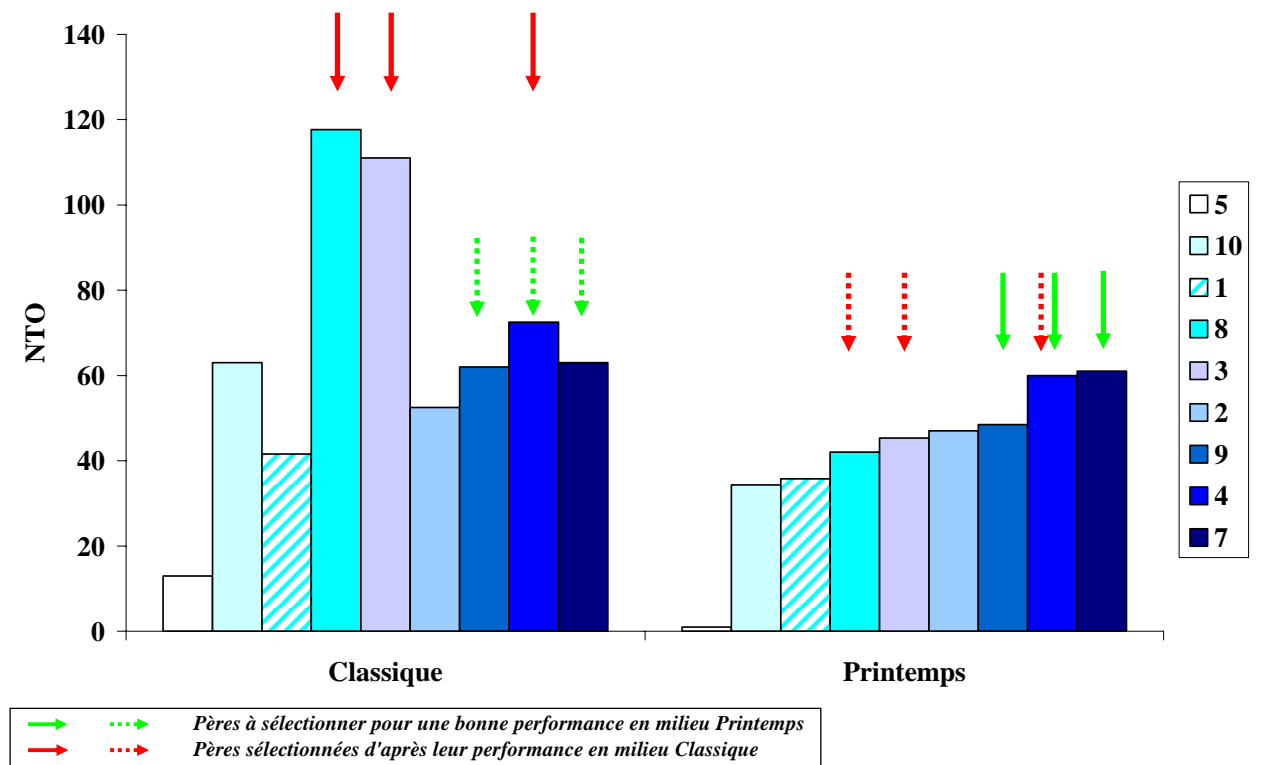
A la différence des caractères de croissance, les corrélations de rang entre milieux sont très faibles pour les *caractères de ponte* (0.18 en moyenne, cf. tableau 21), particulièrement sur les critères essentiels de ponte (nombre d'œufs, intensité de ponte, précocité, longueur moyenne des séries, pourcentage de pauses).



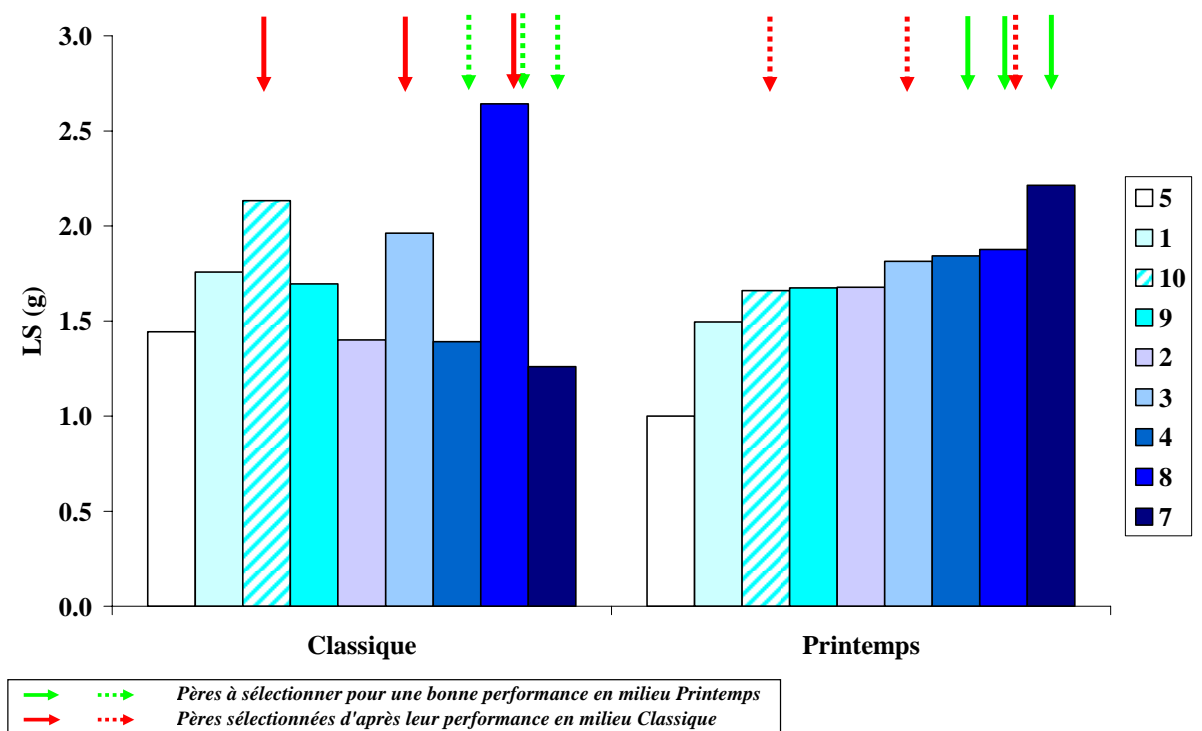
**Figure 12.** Changement de rang des pères GD en fonction du milieu pour la longueur des barbillons à 36 semaines.

Si on avait choisi les trois meilleurs pères sur leur nombre total d’œufs en milieu classique (cf. figure 13), on aurait sélectionné les pères 8, 3 et 4. Or, ceux-ci ne sont pas les meilleurs en milieu Printemps puisque leur rang dans ce milieu est respectivement 6<sup>ème</sup>, 5<sup>ème</sup> et 2<sup>ème</sup>, avec des performances inférieures de 7 à 13 % au 3<sup>ème</sup> en milieu printemps pour les pères 8 et 3. Seul l’un des trois pères les plus intéressants aurait été retenu, les deux autres (pères 7 et 4) se classant seulement 5<sup>ème</sup> et 6<sup>ème</sup> en milieu Classique.

Les corrélations de rang entre milieux sont même négatives pour la longueur moyenne des séries, la taille et le poids des œufs, le pourcentage de jaune de 33 à 36 semaines, la luminance du jaune d’œuf, la solidité de la coquille en fin de ponte et la hauteur moyenne de l’albumen. Cela implique que pour ces caractères, le classement des pères est inversé entre les 2 milieux, ce qui signifie que les meilleurs pères en milieu classique sont les moins bons en milieu printemps (cf. figure 14).



**Figure 13.** Changement de rang des pères GD en fonction du milieu pour le nombre total d’œufs pondus.



**Figure 14.** Changement de rang des pères GD en fonction du milieu pour la longueur moyenne des séries.

Ainsi, si on avait choisi les trois meilleurs pères sur la longueur moyenne des séries de ponte en milieu classique, on aurait sélectionné les pères 8, 10 et 3. Or, non seulement ceux-ci ne sont pas les meilleurs en milieu printemps – seul le père 8 se classe 2<sup>ème</sup> – mais le père 10 a l'une des plus mauvaises performances en milieu Printemps, où il se classe 7<sup>ème</sup> sur 9. A l'opposé, les pères 7 et 4 (respectivement 1<sup>er</sup> et 3<sup>ème</sup> en milieu Printemps) sont 8<sup>ème</sup> et 9<sup>ème</sup> en milieu C, avec des performances inférieures de 29 à 36 % au 3<sup>ème</sup> du milieu Classique.

Pour les critères principaux de ponte, on peut donc conclure que le milieu de sélection doit être aussi proche que possible du milieu de production en ce qui concerne le nycthémère, afin que l'évolution des performances en production soit en accord avec le progrès génétique réalisé dans le troupeau parental.

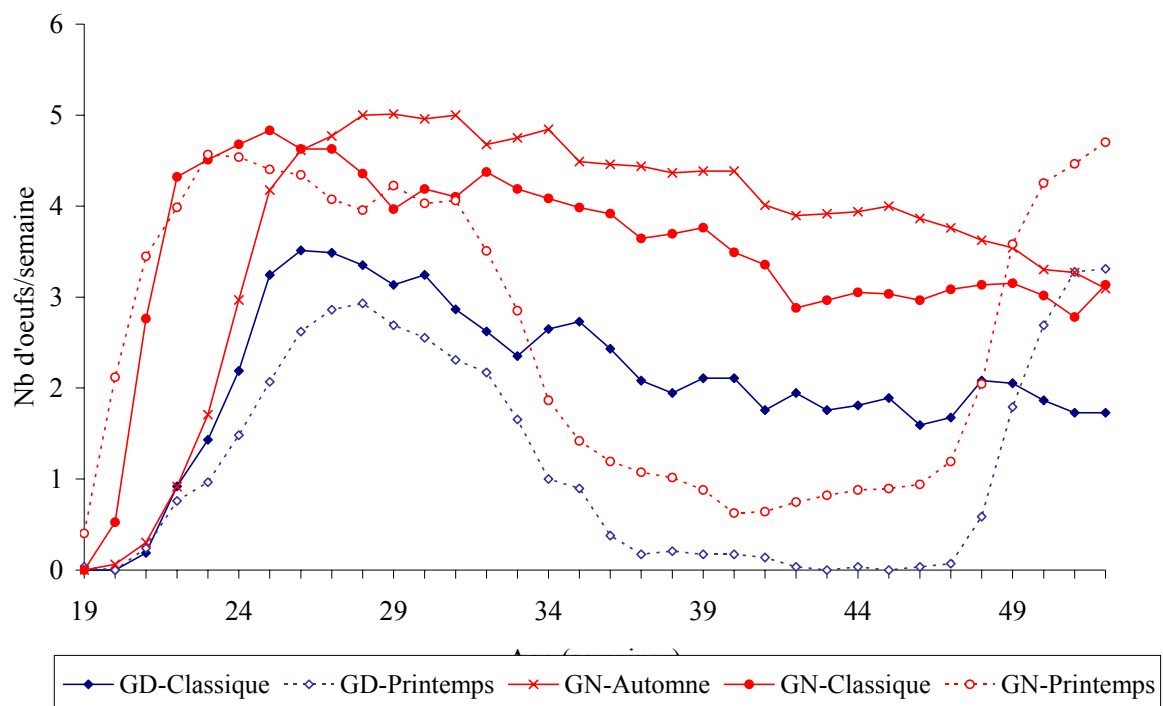
### 3.2. Effet du génotype

L'effet du génotype est significatif sur tous les caractères sauf pour l'âge au point d'inflexion, la température rectale à 36 semaines d'âge, la consommation résiduelle, les paramètres de couleur de l'œuf, le pourcentage d'œufs cassés ou tachés et la hauteur de l'albumen (Tableaux 18 et 19).

Les poules GN sont plus grosses que les poules GD quel que soit l'âge, de l'éclosion (39.2 g vs. 32.8 g) à l'abattage (2102.1 g vs. 1553.6 g), conformément au standard de ces deux races (1500-2000 g pour la GD, 2000-2500 g pour la GN, Périquet, 1994). Cette différence se retrouve sur les paramètres de la courbe de croissance. La courbe de croissance des poules GN est plus rapide au démarrage ( $0.080 \text{ j}^{-1}$  vs.  $0.061 \text{ j}^{-1}$ ) avec une diminution de la vitesse de croissance après l'inflexion plus rapide ( $0.019 \text{ j}^{-1}$  vs.  $0.014 \text{ j}^{-1}$ ) que celle des poules GD. Ces différences des paramètres L et K se compensant, nous n'avons pas observé de différence entre les deux génotypes pour l'âge au point d'inflexion, malgré une différence de 34.3 j ( $P < 0.10$ ) entre les 2 génotypes. Concomitamment, les poules GN présentent des mensurations (longueur et largeur des tarses, longueur des barbillons) plus élevées que celles des poules GD, leurs tarses étant de 10 à 13 % plus longs et plus larges, leurs barbillons plus longs de 25 à 31 %. En accord avec ces différences de croissance, les poules GN consomment plus d'aliment que les poules GD (2754 g vs. 1932 g) mais présentent une tendance à une meilleure consommation résiduelle (-50.1 g vs. +25.3 g,  $P = 0.09$ ). Il faut noter que la mesure de consommation alimentaire a été effectuée entre 33 et 36 semaines, âge auquel les poules GN pesaient 36 % de plus que les poules GD, et avaient une ponte supérieure de 20.9 % à 43.1 % selon les traitements.

Les poules GN présentent les meilleures performances de ponte mais dans l'ensemble, les poules GD ont des œufs de meilleure qualité. En effet, sur la période de contrôle, les poules GN ont pondu 80 % d'œufs en plus, les œufs étant de 13 % plus gros que ceux des poules GD, soit 68 % de différence sur la masse totale d'œufs exportée. Ces différences peuvent s'expliquer par des séries plus longues pour les poules GN (+18 %) avec un pourcentage de pauses plus faible (35.1 % vs. 55.4 %). Les poules GN sont plus précoces que les poules GD qui ont pondu leurs premiers œufs environ 1 mois plus tard. Selon la courbe de ponte (cf. figure 15), les poules GN présentent une entrée en ponte plus intense, atteignent le pic de ponte plus tôt (G/H : -57 %) et ont une meilleure persistance (H : -83 %).

Les œufs des poules GN sont, quel que soit le stade, de 12 % à 19 % plus lourds, de 4 % à 6 % plus longs et de 3 % à 5% plus larges que ceux des poules GD, ce qui est cohérent avec le poids plus faible de ces dernières. Ces différences sont plus marquées au milieu de la période de contrôle de la ponte (33 à 36 semaines).



**Figure 15.** Courbes de ponte moyennes, par génotype et par traitement.

**Tableau 22.** Effet du nycthémère pour les caractères de croissance, consommation alimentaire et température corporelle chez la Gauloise Noire.

Caractères	Significativité de l'effet traitement <sup>1</sup>	Automne <sup>2</sup>	Classique <sup>2</sup>	Printemps <sup>2</sup>
<b>Croissance</b>				
P0 (g)	***	38.88 ± 0.28 <sup>a</sup>	39.99 ± 0.33 <sup>b</sup>	38.38 ± 0.33 <sup>a</sup>
P4 (g)	***	275.52 ± 2.68 <sup>a</sup>	295.20 ± 3.23 <sup>b</sup>	299.57 ± 3.15 <sup>b</sup>
P8 (g)	NS	727.1 ± 6.5 <sup>a</sup>	743.7 ± 7.9 <sup>a</sup>	738.0 ± 7.6 <sup>a</sup>
P12 (g)	*	1160.2 ± 10.8 <sup>a</sup>	1205.3 ± 13.2 <sup>b</sup>	1167.0 ± 12.7 <sup>ab</sup>
P17 (g)	***	1418.7 ± 12.6 <sup>a</sup>	1490.2 ± 16.1 <sup>b</sup>	1485.2 ± 15.1 <sup>b</sup>
P22 (g)	***	1696.5 ± 19.2 <sup>a</sup>	1834.1 ± 24.5 <sup>b</sup>	1792.7 ± 23.0 <sup>b</sup>
P33 (g)	NS	1941.6 ± 28.2 <sup>a</sup>	1923.0 ± 36.1 <sup>a</sup>	1920.8 ± 33.8 <sup>a</sup>
P36 (g)	NS	1970.6 ± 27.9 <sup>a</sup>	1955.8 ± 36.3 <sup>a</sup>	1901.5 ± 33.5 <sup>a</sup>
P52 (g)	*	2234.3 ± 34.5 <sup>a</sup>	2070.4 ± 45.5 <sup>b</sup>	2133.9 ± 41.2 <sup>a</sup>
L (j <sup>-1</sup> )	†	0.068 ± 0.004 <sup>a</sup>	0.077 ± 0.006 <sup>a</sup>	0.083 ± 0.005 <sup>a</sup>
K (j <sup>-1</sup> )	†	0.015 ± 0.001 <sup>a</sup>	0.018 ± 0.002 <sup>a</sup>	0.020 ± 0.001 <sup>a</sup>
TI (j <sup>-1</sup> )	NS	186.9 ± 14.9 <sup>a</sup>	156.6 ± 19.0 <sup>a</sup>	145.6 ± 17.9 <sup>a</sup>
<b>Morphologie</b>				
LOT8 (mm)	***	85.7 ± 0.3 <sup>a</sup>	87.9 ± 0.4 <sup>b</sup>	86.6 ± 0.4 <sup>a</sup>
LOT12 (mm)	NS	101.8 ± 0.4 <sup>a</sup>	102.5 ± 0.5 <sup>a</sup>	101.7 ± 0.5 <sup>a</sup>
LOT36 (mm)	NS	105.0 ± 0.7 <sup>a</sup>	104.0 ± 0.9 <sup>a</sup>	105.7 ± 0.8 <sup>a</sup>
LOT52 (mm)	NS	105.7 ± 0.5 <sup>a</sup>	106.2 ± 0.7 <sup>a</sup>	104.5 ± 0.6 <sup>a</sup>
LAT8 (mm)	***	72.9 ± 0.5 <sup>a</sup>	76.7 ± 0.6 <sup>b</sup>	73.8 ± 0.6 <sup>a</sup>
LAT12 (mm)	NS	81.5 ± 0.5 <sup>a</sup>	82.8 ± 0.6 <sup>a</sup>	81.9 ± 0.6 <sup>a</sup>
LAT36 (mm)	**	88.7 ± 0.6 <sup>a</sup>	91.4 ± 0.8 <sup>b</sup>	87.6 ± 0.8 <sup>a</sup>
LAT52 (mm)	NS	91.1 ± 0.7 <sup>a</sup>	93.0 ± 0.9 <sup>a</sup>	90.7 ± 0.8 <sup>a</sup>
BARB36 (mm)	***	35.0 ± 0.6 <sup>a</sup>	36.1 ± 0.8 <sup>a</sup>	29.1 ± 0.7 <sup>b</sup>
BARB46 (mm)	***	40.6 ± 0.7 <sup>a</sup>	39.6 ± 1.0 <sup>a</sup>	33.2 ± 0.9 <sup>b</sup>
BARB52 (mm)	NS	38.5 ± 0.7 <sup>a</sup>	39.3 ± 0.9 <sup>a</sup>	38.8 ± 0.8 <sup>a</sup>
<b>Consommation</b>				
CONS (g)	***	3121.3 ± 48.0 <sup>a</sup>	3053.3 ± 62.6 <sup>a</sup>	2453.8 ± 57.6 <sup>b</sup>
CRES (g)	NS	-8.2 ± 26.6 <sup>a</sup>	42.8 ± 34.7 <sup>a</sup>	7.9 ± 32.0 <sup>a</sup>
<b>Autres</b>				
TC36 (°C)	*	41.10 ± 0.05 <sup>a</sup>	41.13 ± 0.06 <sup>a</sup>	41.28 ± 0.05 <sup>b</sup>

<sup>1</sup> NS :  $P > 0.10$  ; † :  $P < 0.10$  ; \* :  $P < 0.05$  ; \*\* :  $P < 0.01$  ; \*\*\* :  $P < 0.001$

<sup>2</sup> les moyennes présentant des exposants différents sont significativement différentes au seuil de 5%



En revanche, nous avons observé que les œufs des poules GD avaient une proportion de jaune et de coquille supérieure de 2 % à 8 %, la différence étant plus forte au stade 33-36 semaines qu'au stade 50-52 semaines. En outre, les œufs des poules GD présentent une meilleure solidité de la coquille (+8 % à 16 %) que les poules GN. Cela explique probablement en partie que les œufs défectueux des poules GD soient moins fréquents (4.6 % vs. 12.1 %) que ceux des poules GN. De même, Goodman et Shealey (1977) ont observé, dans leur étude de deux lignées divergentes pour le poids vif (3500 g et 1150 g à l'âge adulte) que les œufs de la lignée haute présentaient des défauts plus fréquents que ceux de la lignée basse (58 % vs. 25 %). Cette différence entre les deux génotypes est essentiellement due à la proportion d'œufs cassés ou tachés, plus importante respectivement de 1.7% et 3.0 % pour les GN.

Enfin, nous n'avons pas observé de différence entre les génotypes pour les paramètres de couleur (L, a\* et b\*) du jaune d'œuf. A l'opposé, Goodman et Shealey (1977) ont observé que les poules de la lignée lourde pondaient des œufs au jaune plus sombre que ceux de la lignée légère, mais leur différence est très faible. Dans notre cas, il est vraisemblable que l'absence de différence est à relier au fait que les deux génotypes ont été nourris par le même aliment au cours de l'élevage, l'aliment étant le déterminant majeur de la couleur du jaune.

### **3.3. Effet de la photopériode**

L'effet du milieu sur le poids et les paramètres de la courbe de croissance est très faible, significatif seulement à 4 et 12 semaines, et n'excède jamais 5.8 %. Le poids final plus élevé avec le traitement printemps (1874 g vs. 1782 g) est peut-être dû à la forte baisse de ponte survenue entre les semaines 37 et 51 d'âge chez les animaux du milieu printemps avec la diminution de la lumière (cf. figure 9). On retrouve ces effets intra-génotype GN (cf. tableau 22), où l'effet traitement sur le poids est essentiellement dû au fait que les poules du traitement automne sont moins lourdes (-0.6 % à 8.0 %) que les poules des milieux classique et printemps, pendant la phase de croissance. Ce résultat est sans doute dû au fait qu'elles soient sous une photopériode plus courte, ce qui limite leur consommation alimentaire pour cette période. Cette tendance s'inverse à l'entrée en ponte et à 52 semaines, les poules du traitement automne sont plus lourdes que les autres. Là encore, on peut invoquer l'effet de la durée d'éclairement sur la consommation. En effet, pendant la phase de ponte, le jour est plus long dans le traitement automne que dans les autres. Cette fluctuation de l'effet traitement sur le poids se retrouve sur les paramètres de la courbe de croissance qui sont équivalents dans les deux traitements.

Intra-génotype GN, les poules du milieu classique présentent généralement des critères morphologiques plus grands (tarses et barbillons) que celles des deux autres milieux, même si ces différences ne sont significatives qu'à 8 et 36 semaines.

Les animaux du milieu classique ont une consommation alimentaire entre 33 et 36 semaines plus élevée (2609 g vs. 2076 g). Intra-génotype GN, on retrouve la même différence entre les milieux printemps et classique, et la consommation est même encore plus élevée en traitement automne, même si la différence Classique-Automne n'est pas significative. La faible consommation des poules en milieu printemps pour cette période coïncide avec une photopériode décroissante alors que celle du milieu classique stagne et que celle du milieu automne croît. Les poules du traitement classique (tableau 18) sont en revanche moins efficaces avec une consommation résiduelle plus forte (+32.7 g vs. -57.4 g).

Cette moindre efficacité ne peut s'expliquer par la ponte - qui est en faveur des poules du milieu Classique (cf. figure 15) - mais plutôt par la différence de consommation. Intra-génotype GN, la consommation résiduelle est même meilleure en milieu automne, ce qui pourrait certainement s'expliquer par une ponte abondante pendant la période de contrôle.

La production des œufs est supérieure en milieu classique avec une masse d'œufs supérieure de +52 % à celle observée en milieu printemps. Cela s'explique par leur meilleure persistance (-49 %) avec des pauses moins fréquentes (-56 %) et des séries de ponte plus longues (+7 %). En revanche, il n'y a pas de différence entre les traitements pour la précocité des animaux. Intra-génotype GN (tableau 23), les poules du milieu automne présentent en général une production d'œuf supérieure à celle du milieu printemps, les poules du milieu classique étant intermédiaires. L'entrée en ponte est nettement moins forte pour les poules du milieu automne que pour celles des deux autres milieux (0.27 vs. 1.13 et 1.17, respectivement, cf. figure 15). La persistance des poules du milieu automne tend également à être supérieure à celle des poules du milieu printemps ( $0.21 \text{ j}^{-1}$  vs.  $0.60 \text{ j}^{-1}$ ,  $P = 0.06$ ). Cette production supérieure en milieu automne est aussi due aux pauses moins fréquentes avec des séries de ponte plus longues que celles des poules des deux autres milieux. De plus, l'entrée en ponte plus tardive dans ce milieu va de pair avec un poids d'œuf plus élevé en milieu et en fin de ponte. La comparaison des deux milieux Classique et Printemps (cf. tableau 19) permet de détecter une différence pour la couleur du jaune, dont l'intensité de rouge est plus élevée en milieu Printemps.

**Tableau 23.** Effet du nyctémère pour les caractères de ponte chez la Gauloise Noire.

Caractères	Significativité de l'effet T <sup>1</sup>	Automne <sup>2</sup>	Classique <sup>2</sup>	Printemps <sup>2</sup>
<i>Caractères quantitatifs de ponte</i>				
NT	***	122.4 ± 3.1 <sup>a</sup>	119.6 ± 4.0 <sup>a</sup>	82.5 ± 3.7 <sup>b</sup>
MTO (g)	***	6955 ± 150 <sup>a</sup>	6614 ± 199 <sup>a</sup>	4936 ± 207 <sup>b</sup>
I (%)	***	62.43 ± 1.45 <sup>a</sup>	56.84 ± 1.92 <sup>b</sup>	38.04 ± 1.73 <sup>c</sup>
I <sub>cor</sub> (%)	NS	74.48 ± 0.55 <sup>a</sup>	73.47 ± 0.74 <sup>a</sup>	73.56 ± 0.67 <sup>a</sup>
<i>Courbe de ponte (Gamma)</i>				
F	***	0.268 ± 0.074 <sup>a</sup>	1.128 ± 0.094 <sup>b</sup>	1.174 ± 0.089 <sup>b</sup>
G (j <sup>-1</sup> )	NS	2.748 ± 0.390 <sup>a</sup>	1.912 ± 0.497 <sup>a</sup>	3.522 ± 0.467 <sup>b</sup>
H (j <sup>-1</sup> )	†	0.213 ± 0.095 <sup>a</sup>	0.294 ± 0.121 <sup>a</sup>	0.600 ± 0.114 <sup>a</sup>
<i>Facteurs de temps</i>				
AIO (j)	***	169.2 ± 0.9 <sup>a</sup>	154.4 ± 1.1 <sup>b</sup>	148.4 ± 1.1 <sup>c</sup>
LS (j)	**	2.44 ± 0.06 <sup>a</sup>	2.62 ± 0.09 <sup>a</sup>	2.14 ± 0.08 <sup>b</sup>
PP (%)	***	16.08 ± 1.91 <sup>a</sup>	22.43 ± 2.51 <sup>a</sup>	47.77 ± 2.27 <sup>b</sup>
<i>Mensurations de l'œuf</i>				
PO1 (g)	**	56.0 ± 0.5 <sup>a</sup>	54.1 ± 0.6 <sup>b</sup>	53.6 ± 0.6 <sup>b</sup>
LOO1 (mm)	NS	52.0 ± 0.3 <sup>a</sup>	51.3 ± 0.4 <sup>a</sup>	52.3 ± 0.4 <sup>a</sup>
LAO1 (mm)	NS	45.7 ± 0.3 <sup>a</sup>	45.8 ± 0.4 <sup>a</sup>	44.7 ± 0.4 <sup>a</sup>
PO2 (g)	*	60.4 ± 0.5 <sup>a</sup>	59.4 ± 0.6 <sup>ab</sup>	58.5 ± 0.5 <sup>b</sup>
LOO2 (mm)	NS	57.2 ± 0.2 <sup>a</sup>	56.9 ± 0.3 <sup>a</sup>	57.6 ± 0.2 <sup>a</sup>
LAO2 (mm)	***	43.5 ± 0.1 <sup>a</sup>	43.3 ± 0.2 <sup>a</sup>	42.6 ± 0.1 <sup>b</sup>
POμ (g)	**	58.1 ± 0.4 <sup>a</sup>	56.4 ± 0.6 <sup>b</sup>	56.3 ± 0.5 <sup>b</sup>
LOOμ (mm)	**	54.3 ± 0.2 <sup>a</sup>	53.9 ± 0.3 <sup>a</sup>	55.4 ± 0.3 <sup>b</sup>
LAOμ (mm)	***	44.8 ± 0.2 <sup>a</sup>	44.5 ± 0.3 <sup>a</sup>	43.4 ± 0.2 <sup>b</sup>
<i>Composition de l'œuf</i>				
PCOQ1 (%)	NS	9.25 ± 0.07 <sup>a</sup>	9.28 ± 0.10 <sup>a</sup>	9.17 ± 0.10 <sup>a</sup>
PJ1 (%)	†	29.62 ± 0.24 <sup>a</sup>	30.53 ± 0.32 <sup>a</sup>	30.14 ± 0.35 <sup>a</sup>
PCOQ2 (%)	**	8.69 ± 0.08 <sup>a</sup>	8.67 ± 0.11 <sup>a</sup>	9.11 ± 0.10 <sup>b</sup>
PJ2 (%)	NS	31.49 ± 0.21 <sup>a</sup>	31.79 ± 0.29 <sup>a</sup>	31.76 ± 0.25 <sup>a</sup>
PCOQμ (%)	NS	9.00 ± 0.06 <sup>a</sup>	9.01 ± 0.06 <sup>a</sup>	9.15 ± 0.08 <sup>a</sup>
PJμ (%)	*	30.42 ± 0.20 <sup>a</sup>	30.98 ± 0.27 <sup>a</sup>	31.28 ± 0.25 <sup>b</sup>
<i>Couleur de l'œuf</i>				
L	NS	51.91 ± 0.26 <sup>a</sup>	51.57 ± 0.34 <sup>a</sup>	51.71 ± 0.35 <sup>a</sup>
a*	***	3.66 ± 0.11 <sup>a</sup>	3.88 ± 0.15 <sup>a</sup>	4.49 ± 0.16 <sup>b</sup>
b*	***	42.42 ± 0.36 <sup>a</sup>	42.20 ± 0.46 <sup>a</sup>	44.72 ± 0.50 <sup>b</sup>
<i>Défauts de l'œuf</i>				
PMOU (%)	*	0.52 ± 0.39 <sup>a</sup>	2.11 ± 0.51 <sup>b</sup>	1.16 ± 0.46 <sup>a</sup>
PCAS (%)	NS	5.10 ± 0.94 <sup>a</sup>	4.67 ± 1.24 <sup>a</sup>	6.11 ± 1.12 <sup>a</sup>
PDOUBLE (%)	***	0.29 ± 0.15 <sup>a</sup>	1.03 ± 0.20 <sup>b</sup>	1.05 ± 0.18 <sup>b</sup>
PTACHE (%)	NS	6.19 ± 1.39 <sup>a</sup>	5.14 ± 1.81 <sup>a</sup>	5.56 ± 1.69 <sup>a</sup>
PDEF (%)	NS	5.92 ± 1.06 <sup>a</sup>	7.80 ± 1.40 <sup>a</sup>	8.33 ± 1.27 <sup>a</sup>
<i>Autres paramètres (solidité de la coquille, hauteur de l'albumen)</i>				
CR1 (N)	NS	33.23 ± 0.63 <sup>a</sup>	33.14 ± 0.70 <sup>a</sup>	32.71 ± 0.65 <sup>a</sup>
HA1 (mm)	NS	6.79 ± 0.08 <sup>a</sup>	6.80 ± 0.11 <sup>a</sup>	6.68 ± 0.10 <sup>a</sup>
CR2 (N)	**	31.14 ± 0.54 <sup>a</sup>	28.47 ± 0.71 <sup>b</sup>	29.29 ± 0.76 <sup>ab</sup>
HA2 (mm)	NS	7.35 ± 0.14 <sup>a</sup>	7.35 ± 0.18 <sup>a</sup>	7.15 ± 0.19 <sup>a</sup>
CRμ (N)	***	30.34 ± 0.47 <sup>a</sup>	27.34 ± 0.61 <sup>b</sup>	29.74 ± 0.57 <sup>a</sup>
HAμ (mm)	NS	6.81 ± 0.11 <sup>a</sup>	6.79 ± 0.14 <sup>a</sup>	6.69 ± 0.14 <sup>a</sup>

<sup>1</sup> NS : P > 0.10 ; † : P < 0.10 ; \* : P < 0.05 ; \*\* : P < 0.01 ; \*\*\* : P < 0.001 ; <sup>2</sup> les moyennes présentant des exposants différents sont significativement différentes au seuil de 5%

Une tendance similaire est observée pour l'indice de jaune ( $P = 0.08$ ). Intra-génotype GN, ces deux indices sont différents entre traitements, les œufs du milieu Printemps étant plus colorés que ceux des milieux Classique et Automne. Enfin pour certains cas, l'effet du traitement est dû uniquement au milieu automne. Ainsi, la proportion d'œufs défectueux n'est sensible à l'effet traitement que si l'on inclut le milieu automne pour le génotype GN. Les œufs mous ou à double jaune y sont en effet moins fréquents (cf. tableau 23), ce qu'on peut probablement relier à une résistance de la coquille plus élevée en milieu automne.

#### **4. CONCLUSION**

Pour le génotype GN, une mise en place à l'automne est à préférer à la mise en place au printemps. En effet, les poules mises en place au printemps entrent en ponte au moment où la lumière commence à décroître, ce qui défavorise très fortement leurs performances de ponte. Cela implique de changer les pratiques actuelles, où une part non négligeable des animaux est mise en place en milieu « Printemps ».

Bien évidemment, l'élevage en plein-air diffère de l'élevage en claustration par d'autres facteurs que la lumière, notamment le type d'alimentation, mais l'objectif était ici de tester uniquement le facteur nyctémère. La Gauloise dorée ne s'adapte pas mieux au traitement printemps que la Gauloise noire sélectionnée en milieu fermé. L'absence de travail de sélection fait que les performances quantitatives de la Gauloise dorée sont faibles. Si cette race devait être maintenue pour un usage autre que patrimonial, une sélection devrait être envisagée et le choix du milieu de sélection se poserait aussi. Dans ce cas, le changement de classement des pères entre les deux milieux, tout particulièrement pour les performances les plus importantes dans ces génotypes de type ponte, montre qu'il est important de prendre en compte l'interaction entre génotype et photopériode pour le choix des reproducteurs. Choisir les futurs parents dans un milieu standard peut dans de nombreux cas conduire à des erreurs de choix, parfois très importantes. Dans les cas extrêmes, on retiendra même les pères les moins adaptés au milieu de production. Cependant, il est « rassurant » de constater que la Gauloise Noire, sélectionnée en milieu classique, n'est pas plus pénalisée par le traitement printemps que la Gauloise dorée : il semble donc que le processus de sélection conduit en Gauloise Noire n'ait pas augmenté la sensibilité de cette race au changement de nyctémère. Enfin, nos résultats montrent qu'il n'est pas étonnant que les producteurs de Gauloise Noire constatent une performance inférieure à celle obtenue par le sélectionneur.



**PARTIE IV:**  
**ETUDE DE L'INTERACTION ENTRE GENOTYPE ET SYSTEME**  
**D'ELEVAGE**



**CHAPITRE 4.1. Article 1**

**GENETIC RELATIONSHIPS BETWEEN FEED CONVERSION RATIO, GROWTH CURVE**  
**AND BODY COMPOSITION IN SLOW GROWING CHICKENS**

*A.L. N'Dri, S. Mignon-Grasteau, N. Sellier, M. Tixier-Boichard, C. Beaumont*

*British Poultry Science, 2006, 47, 3, 273-280*

**CHAPITRE 4.2. Article 2**

**GENOTYPE BY ENVIRONMENT INTERACTIONS ON GROWTH CURVE, BODY WEIGHT,**  
**AND CARCASS COMPOSITION TRAITS IN SLOW GROWING CHICKENS RAISED IN**  
**THREE DIFFERENT SYSTEMS**

*A.L. N'Dri, N. Sellier, M. Tixier-Boichard, C. Beaumont, S. Mignon-Grasteau*

*Soumis à Poultry Science*



La production des volailles de type label obéit à un cahier des charges strict qui vise à garantir la qualité supérieure du produit (Sauveur, 1997). La réglementation impose donc entre autres l'utilisation de lignées spécifiques à croissance lente permettant l'abattage plus tardif des animaux (au moins à 81 jours). La densité d'élevage est également limitée à 11 animaux/m<sup>2</sup> (22 en poulets de chair standard). A cette surface s'ajoutent 2 m<sup>2</sup>/poulet de parcours extérieur auquel les animaux ont accès à partir de 6 semaines. La taille de l'élevage ne doit pas excéder 4 bâtiments de 400 m<sup>2</sup>. Enfin, l'alimentation ne comporte pas d'antibiotique, et est composée d'au minimum 75 % de céréales (Ministère de l'Agriculture, 2005). Ces conditions très particulières sont difficiles à reproduire en milieu de sélection. Les conditions actuelles de sélection sont donc un élevage en claustration, au sol. Du fait de cet écart entre milieu de sélection et milieu de production, on peut s'interroger sur la présence probable d'interactions entre génotype et environnement. Pour le sélectionneur, cela implique la nécessité d'évaluer l'importance de ces interactions pour valider la sélection telle qu'elle est pratiquée actuellement.

D'autre part, la réglementation imposant une date d'abattage minimale de 81 jours, il est impossible de sélectionner les poulets labels sur la vitesse de croissance ou sur une baisse de l'âge à l'abattage, comme cela se fait chez les poulets à croissance rapide. La sélection actuelle consiste donc simplement à maintenir les performances de croissance inchangées. Dans ce contexte, l'indice de consommation serait un caractère intéressant à améliorer. Si des études ont déjà montré que cette sélection était possible chez le poulet standard, aucune donnée n'est disponible sur le poulet label. Or, actuellement, la mesure individuelle de l'indice de consommation nécessite de placer les animaux en cage individuelle, dans un milieu encore plus éloigné du milieu de production, avec un risque d'interaction entre génotype et environnement encore plus élevé. Sélectionner l'indice de consommation peut donc s'envisager soit par sélection directe, avec l'inconvénient de placer les animaux en cage, soit par sélection indirecte, sur des critères facilement mesurables soit dans le milieu de production, soit dans le milieu de sélection. Dans les deux cas, il est nécessaire d'évaluer l'importance des interactions entre génotype et environnement.

Cette dernière partie expérimentale de la thèse vise donc à répondre à ces questions en deux parties :

- en ne considérant que le milieu cage, donc en ignorant de possibles interactions, la sélection directe de l'indice de consommation est-elle possible, i.e. l'héritabilité de ce



caractère est-elle suffisamment élevée ? Si on envisage un critère indirect de sélection, lequel va-t'on choisir ?

- en prenant en compte les différents milieux, donc en intégrant la notion d'interaction entre génotype et environnement, retiendra-t'on les mêmes critères de sélection indirects de l'indice de consommation ? Enfin, les corrélations génétiques entre le milieu de production et le milieu de sélection sont-elles suffisamment élevées pour permettre de maintenir la sélection en claustration ? Au contraire, sont-elles trop faibles pour que l'interaction soit ignorée et le milieu de sélection inchangé ?

**Genetic Relationships Between Feed Conversion Ratio, Growth Curve And Body Composition In Slow Growing Chickens**

L. N'DRI<sup>\*1</sup>, S. MIGNON-GRASTEAU<sup>1</sup>, N. SELIER<sup>1</sup>, M. TIXIER-BOICHARD<sup>2</sup>, C. BEAUMONT<sup>1</sup>

<sup>1</sup> *Station de Recherches Avicoles, INRA, 37380 Nouzilly, France*

<sup>2</sup> *U. M. R. Génétique et Diversité Animales, INRA/ INAP-G,  
Domaine de Vilvert, bat 211, 78352 Jouy en Josas, France*

GENETICS OF FEED CONVERSION EFFICIENCY IN CHICKENS

*British Poultry Science*, 2006, **47**, 3, 273-280



## 1. ABSTRACT

1. Relationships between feed conversion ratio, growth curve parameters and carcass composition were investigated on 1,061 chickens from a slow growing line of label-type chickens. The growth curve was modeled with the Gompertz function. Individual feed conversion ratio (FCR) was recorded between 8 and 10 weeks of age and residual feed consumption (RES) was calculated over the same interval. Abdominal fat yield (AFY), breast yield (BRY) and leg yield (LY) were also measured on the birds following slaughter at 75 d of age.

2. The means for FCR and RES were 3.15 and 0.62 g, respectively. Growth curve parameters were 0.141 d for initial specific growth rate (L), 0.031 d<sup>-1</sup> for maturation rate (K), and 48.9 d for age at inflexion (TI). Mean values for BRY, LY and AFY were 166, 306 and 40 g/kg, respectively.

3. Heritability of FCR and RES were moderate to high (0.33 and 0.38-0.45). Growth curve parameters and LY were moderately heritable, (0.22 to 0.34) and BRY and AFY were highly heritable (0.50 and 0.66). Genetic correlations between growth curve parameters and either FCR or RES were low to moderate (-0.31 to +0.51). LY and AFY were highly correlated with FCR (-0.70 and 0.44) and RES (-0.32 and 0.44) but BRY was not (0.00 and -0.35). These results show that indirect selection for feed conversion ratio is possible by using growth curve parameters and abdominal fatness, which do not require rearing the chickens in cages.

## 2. INTRODUCTION

Feed represents 70% of the total cost of broiler production. In broilers, feed efficiency may be improved as a correlated response to selection for decreased age at market weight. Increasing body weight at a given age increased both maintenance cost (Pym, 1990) and fat yield at a given age (Leclercq *et al.*, 1989) but this does not hold to a given body weight. Feed conversion ratio may be improved by direct selection (Guill *et al.*, 1974; Pym and Nicholls, 1979) but measurement of this trait requires individual housing and food intake measurement. Indirect selection on correlated traits may provide an effective alternative approach. Criteria to be considered for indirect selection may be abdominal fatness (Leclercq *et al.*, 1989) as well as the parameters of the growth curve,

since lines selected on the shape of the growth curve exhibited different feed conversion ratios (Ricard, 1978). However, to our knowledge, no estimate of the genetic correlations between growth curve parameters and either feed conversion ratio or adiposity is yet available. Furthermore, selection strategies to improve feed conversion ratio have been discussed primarily for fast-growing broilers, and their application to slow-growing label-type chickens may not be straightforward. These birds are reared under extensive conditions (low nutrient density diets and outdoor access) and slaughtered at more than 81 days of age, according to “Label Rouge” regulations. In such lines, it might be expected that there would be higher genetic variability in both growth rate and feed efficiency since there has been no directional selection for these traits. Such a strategy might thus improve feed efficiency where growth rate to a given age is necessarily constrained. Moreover this area has not yet been properly addressed and is unusual insofar as the aim is not to increase growth rate and feed efficiency, as with broilers, but rather to optimise efficiency under a constrained growth rate to a certain minimum age.

The aim of this study was therefore to estimate genetic correlations between feed conversion ratio, carcass composition and growth curve parameters, in order to evaluate the relative efficiency of direct or indirect selection for improved feed conversion ratio in a slow growing label-type line of chickens.

### **3. MATERIALS AND METHODS**

#### **3.1. Animals**

A total of 1061 birds (532 males and 529 females) from a commercial slow growing meat-type line dedicated to “label” production were reared in 2 hatches of 542 and 519 birds, respectively. The pedigree for nine generations of all recorded birds was known; the pedigree file included information on 13384 birds. Birds used in the study were produced from matings between 50 sires and 148 dams.

At hatch, chicks were sexed, wing-banded, vaccinated against Marek’s disease and families were equally and randomly dispatched to two pens. Chicks were reared on the floor until 6 weeks of age, after which they were transferred to individual cages. Birds had *ad libitum* access to water and feed (table 24). A starter diet containing 11.8 MJ DM/kg ME and 209 g/kg CP was given between 0 and 28 d, followed by a grower diet (12.3 MJ DM/kg ME and 180 g/kg CP) between 29 d and 61 d, and by a finisher diet (12.6 MJ

DM/kg ME and 160 g/kg CP) from 62 d to slaughter. This feeding program was designed to comply with standard procedures for label-type chicken production. As our objective was to slaughter birds at 2000 g of body weight, their age at slaughter was lower (74 d in hatch 1 and 75 d in hatch 2) than the minimum (81 d) under commercial "label" conditions.

**Table 24.** Composition of the Starter (0-28 d), Grower (29-61 d) and Finisher (62d-slaughter) Diets

	Starter Diet	Growing Diet	Finishing Diet
AME (kJ . kg <sup>-1</sup> DM)	11845	12293	12636
Crude Proteins (g/kg)	210	180	160
Wheat (g/kg)	200	-	300
Corn (g/kg)	431	725	500
Soybean meal (g/kg)	314	210	109
Oil (g/kg)	5.0	-	2.5
Corn gluten (g/kg)	10	28	52
Calcium carbonate (g/kg)	10.2	7.0	8.0
Dicalcium phosphate (g/kg)	19.0	19.4	17.4
Sodium Chloride (g/kg)	4.0	4.0	3.0
Vitamin contents (g/kg)	5.0	5.0	5.0
Mineral contents (g/kg)	1.0	1.0	1.0
DL-Methionine (g/kg)	1.4	1.0	0.9
Lysine (g/kg)	-	1.0	2.4

### 3.2. Measurements

Individual body weight of all animals was recorded at 1 week (BW1), 4 weeks (BW4), 6 weeks (BW6), 8 weeks (BW8), 10 weeks (BW10), and at slaughter (BWS). Food consumption was measured for each animal between 8 weeks and 10 weeks (FC) after a 14 d period of habituation to the cages (between 6 and 8 weeks). Feed conversion ratio (FCR) and residual feed consumption (RES) were calculated for each animal for the 8-10 week period. Residual feed consumption (RES) was calculated as the deviation between observed feed consumption and consumption estimated from a multiple regression equation estimated on this data set, including metabolic body weight and weight gain (as in Tixier-Boichard *et al.*, 1995), i. e.

$$\text{RES} = \text{FC} - (1.3 \text{ WG} + 43.3 \text{ BW}8^{0.5} - 580.8) \quad (19)$$

After evisceration, whole carcasses were stored at 4°C for 20 h before dissection. Individual carcass weight (CW), right breast muscle weight (*Pectoralis major* and *Pectoralis minor*, BRW), right leg weight (thigh and drumstick, LW) and abdominal fat weight (AFW) were recorded. Breast muscles yield (BRY), leg yield (LY), and abdominal fat yield (AFY) were expressed as a proportion of carcass weight and carcass yield (CY) was expressed as a proportion of BWS.

### 3.3. Growth Curve Modeling

Parameters of the growth curve were estimated with the Gompertz equation, according to Laird *et al.* (1965):

$$\text{BWt} = \text{BW}_0 \times \exp\left(\frac{L}{K}(1 - \exp(-Kt))\right) \quad (20)$$

where BWt is the recorded body weight at age t, BW<sub>0</sub> the estimated weight at hatching, L the initial specific growth rate (i.e., (1/BWt)×(dBWt/dt) when t→0), and K the maturation rate or the exponential factor of decay of the specific growth rate.

Age at inflexion (TI), at which the growth rate is maximum, was calculated as follows:

$$\text{TI} = \left(\frac{1}{K}\right) \ln\left|\frac{L}{K}\right| \quad (21)$$

These parameters were estimated by non-linear regression with the NLIN procedure of SAS (SAS Institute, 1998) taking into account all available weights from birth to slaughter except BW8 due to the effect of habituation to cage which took place between 6 and 8 weeks of age. Observations were weighted by the ratio of the phenotypic variance of slaughter weight to the phenotypic variance of BWt, in order to take into account the increase of variance of body weight with age.

### 3.4. Statistical Analyses

Elementary statistics of recorded traits were calculated by the PROC MEANS procedure of SAS (1998). Analysis of variance was then performed using the PROC GLM of SAS (1998) to test the effects to be included in the model. As 8 to 10 weeks FCR

showed a skewed distribution, a Box-Cox transformation (Box and Cox, 1964) was applied prior to genetic analysis, as follows:

$$FCR_p = \frac{FCR^p - 1}{p \times FCR_g^{(p-1)}} \quad (22)$$

where  $FCR_p$  is the transformed value of FCR,  $FCR_g$  the geometric mean of FCR, and  $p$  the parameter of the transformation (0.4).

Two multi-trait analyses were performed with a REML (REstricted Maximum Likelihood), using VCE 4 (Neumaier and Groeneveld, 1998) according to the following model:

$$y_{ijk} = \mu + s_i + h_j + a_k + e_{ijk} \quad (23)$$

where  $y_{ijk}$  is the performance of the  $k$ th animal ( $k= 1$  to 1061),  $s_i$  the fixed effect of  $i$ th sex (male or female),  $h_j$  the fixed effect of the  $j$ th hatch ( $j= 1, 2$ ),  $a_k$  the direct genetic effect of the  $k$ th animal ( $k= 1, 13384$ ) and  $e_{ijk}$  the residual of the  $k$ th animal. In addition, a model including a permanent environmental effect of the dam was also tested. The first analysis included  $FCR_p$  and the growth curve parameters  $L$ ,  $K$ , and  $TI$  as well as the body composition measures  $BRY$ ,  $LY$ , and  $AFY$ , whereas in the second analysis  $RES$  was substituted for  $FCR_p$ . Because this last analysis did not converge satisfactorily, it was divided into two analyses. The first analysis included  $RES$ ,  $L$ ,  $K$ , and  $TI$  and the second,  $RES$ ,  $BRY$ ,  $LY$ , and  $AFY$ .

## 4. RESULTS AND DISCUSSION

### 4.1. Elementary Statistics

Mean and standard errors of all traits are reported in table 25. Feed conversion ratio was much higher than usually observed in fast-growing broilers, as for example in Goliomytis *et al.* (2003) as a consequence of both the slow growing genotype and low nutrient density diets. The values observed here for feed conversion ratio were within the range of 3.00 to 3.47 generally observed for label chickens given typical low nutrient density diets (Van Der Horst, 1995; Lewis *et al.*, 1997; Quentin *et al.*, 2003).

Breast yield,  $LY$ , and  $AFY$  means were in the range of literature values found for slow-growing chickens, i.e. between 134 and 260 g/kg for  $BRY$ , between 246 and 374 g/kg for  $LY$ , and between 17 and 40 g/kg for  $AFY$  (Ricard *et al.*, 1994; Lewis *et al.*, 1997; Quentin



*et al.*, 2003). The present mean BRY value (166 g/kg) was near the lowest reported value and probably reflects the absence of selection for this trait.

**Table 25.** Elementary Statistics for Body Weight, Dissecting Traits and Growth Curve Parameters (Mean  $\pm$  SD)

Trait <sup>1</sup>	N	Mean $\pm$ SD.	CV (%)
BW1 (g)	1058	80.7 $\pm$ 12.6	15.6
BW4 (g)	1056	463.9 $\pm$ 67.2	14.5
BW6 (g)	1052	883.9 $\pm$ 121.0	13.7
BW8 (g)	1049	1266.0 $\pm$ 172.7	13.6
BW10 (g)	1045	1803.0 $\pm$ 270.3	21.4
BWS (g)	1044	1971.0 $\pm$ 309.9	15.7
CW (g)	1033	1644.0 $\pm$ 238.7	14.5
BRW (g)	1032	272.8 $\pm$ 43.8	16.0
LW (g)	1032	503.6 $\pm$ 87.4	17.4
AFW (g)	1032	65.8 $\pm$ 23.2	35.3
CY (%)	1033	83.8 $\pm$ 4.2	5.0
BRY (%)	1032	16.6 $\pm$ 1.6	9.6
LY (%)	1032	30.6 $\pm$ 2.0	6.5
AFY (%)	1032	4.0 $\pm$ 1.4	0.4
L (d <sup>-1</sup> )	1031	0.141 $\pm$ 0.014	9.9
K (d <sup>-1</sup> )	1031	0.031 $\pm$ 0.003	9.7
TI (d)	1031	48.9 $\pm$ 7.5	15.3
FC (g)	1040	1657 $\pm$ 260	15.7
WG (g)	1043	536.1 $\pm$ 124.6	23.2
FCR (g:g)	1038	3.15 $\pm$ 0.40	12.7
RES (g)	1038	0.62 $\pm$ 91.71	147.92

<sup>1</sup> BW1= body weight at 1 wk.; BW4= body weight at 4 wk.; BW6= body weight at 6 wk.; BW8= body weight at 8 wk.; BW10= body weight at 10 wk.; BWS= body weight at slaughter; CW= carcass weight; CY= carcass yield; BRW= breast weight; BRY= breast yield; LW= leg weight; LY= leg yield; AFW= abdominal fat weight; AFY= abdominal fat yield ;L= initial specific growth rate; K= maturation rate; TI= age at inflection; FC= feed consumption between 8 wk and 10 wk; FCR= feed conversion between 8 wk and 10 wk; RES= residual feed consumption between 8 wk and 10 wk.

Conversely, the mean AFY (40 g/kg) was at the top of the range, and may be attributed to the cage environment and the very low level of activity of chickens, as

compared to their usual production environment, i.e. with outdoor access from 6 wk onwards.

The present mean growth curve parameters were close to the mean values of L (0.132 d<sup>-1</sup>), K (0.029 d<sup>-1</sup>) and TI (55.0 d) reported by Mignon-Grasteau and Beaumont (2000). Chickens of the same line but reared on the floor showed lower L and K and higher TI values than in the current study (Mignon-Grasteau and Beaumont, 2002) indicating that the cage environment promotes a more precocious growth.

## 4.2. Genetic Parameters

Contributions of permanent environmental maternal effects were very low for every trait, and did not significantly differ from zero. The results presented here and in the tables are therefore those obtained with the model without maternal effects.

### 4.2.a. Genetic Parameters for Feed Conversion Ratio and Residual Feed Consumption

Heritability of FCR<sub>p</sub> and RES was moderate to high. Heritability of FCR<sub>p</sub> was closed to the mean value (0.33) estimated in different studies on 2 to 9 wk-old broilers on untransformed data (Leenstra and Pit, 1988; Pym and Nicholls, 1979; Pym, 1990; Beaumont *et al.*, 1998; Mignon-Grasteau *et al.*, 2004). The higher heritability of RES was consistent with values of 0.36 and 0.44 obtained by Mignon-Grasteau *et al.* (2004) in 2 to 3 wk-old broilers. This result suggests that direct response to selection would be higher for residual feed consumption than for feed conversion ratio. However, such a selection will also modify growth architecture and body composition thus changing the equation defining RES, which might result in transient selection changes. Moreover, genetic correlations between FCR<sub>p</sub> or RES and BWS or WG greatly varied. Feed conversion ratio was uncorrelated with BWS (-0.02) but highly and negatively correlated with WG (-0.55). Genetic correlations between RES and either BWS or WG were moderate (0.29 and 0.25, respectively). It is coherent with the definition of RES as the different between observed feed consumption and what is expected from individual WG and BW8. This should be taken into account in this production, in which body weight at slaughter must remain unchanged, i.e. FCR<sub>p</sub> would be better to use as selection criterion. Genetic correlations with FCR<sub>p</sub> and RES were respectively equal to -0.55 and 0.25 for WG, 0.01 and 0.73 for

feed consumption, 0.21 and 0.57 for BW6, 0.26 and 0.72 for BW8 and -0.02 and 0.29 for BWS. According to these estimates, decreasing and thus improving  $FCR_p$  would thus mainly result in modifying the growth curve with a similar BW at slaughter. Improving RES should decrease feed consumption partly because birds will be lighter at 8 weeks. In spite of compensatory growth, they will remain lighter at slaughter age.

**Table 26.** Estimated Genetic Parameters for Feed Conversion Ratio, Growth Curve Parameters and Carcass Traits. Heritabilities ( $\pm$ SE) are on the Diagonal and Genetic Correlations are above the Diagonal ( $\pm$ SE)

	$FCR_p$	L	K	TI	BRY	LY	AFY
$FCR_p^1$	0.33 $\pm$ 0.03	0.42 $\pm$ 0.06	0.39 $\pm$ 0.04	-0.31 $\pm$ 0.04	-0.00 $\pm$ 0.06	-0.70 $\pm$ 0.06	0.44 $\pm$ 0.05
L		0.25 $\pm$ 0.02	0.88 $\pm$ 0.02	-0.74 $\pm$ 0.04	0.35 $\pm$ 0.05	-0.37 $\pm$ 0.07	0.11 $\pm$ 0.05
K			0.31 $\pm$ 0.02	-0.97 $\pm$ 0.01	0.46 $\pm$ 0.05	-0.39 $\pm$ 0.07	0.03 $\pm$ 0.05
TI				0.34 $\pm$ 0.03	-0.47 $\pm$ 0.05	0.32 $\pm$ 0.07	0.01 $\pm$ 0.06
BRY					0.50 $\pm$ 0.03	-0.17 $\pm$ 0.08	-0.43 $\pm$ 0.04
LY						0.22 $\pm$ 0.03	-0.43 $\pm$ 0.05
AFY							0.66 $\pm$ 0.04

<sup>1</sup> BRY= breast yield; LY= leg yield; AFY= abdominal fat yield; L= initial specific growth rate; K= maturation rate; TI= age at inflection;  $FCR_p$  = Box-Cox transformed feed conversion ratio between 8 wk and 10 wk.

**Table 27.** Estimated Genetic Parameters for Residual Feed Consumption and Growth Curve Parameters. Heritabilities ( $\pm$  SE) are on the Diagonal and Genetic Correlations are above the Diagonal ( $\pm$  SE)

	RES	L	K	TI
RES <sup>1</sup>	0.45 $\pm$ 0.06	0.51 $\pm$ 0.11	0.19 $\pm$ 0.11	0.12 $\pm$ 0.09
L		0.33 $\pm$ 0.05	0.86 $\pm$ 0.02	-0.56 $\pm$ 0.06
K			0.28 $\pm$ 0.04	-0.90 $\pm$ 0.02
TI				0.28 $\pm$ 0.03

<sup>1</sup>L= initial specific growth rate; K= maturation rate; TI= age at inflection; RES= residual feed consumption between 8 wk and 10 wk.

**Table 28.** Estimated Genetic Parameters for Residual Feed Consumption and Carcass Traits. Heritabilities ( $\pm$  SE) are on the Diagonal and Genetic Correlations are above the Diagonal ( $\pm$  SE)

	<b>RES</b>	<b>BRY</b>	<b>LY</b>	<b>AFY</b>
<b>RES<sup>1</sup></b>	0.38 $\pm$ 0.04	-0.35 $\pm$ 0.07	-0.32 $\pm$ 0.07	0.44 $\pm$ 0.05
<b>BRY</b>		0.50 $\pm$ 0.03	-0.17 $\pm$ 0.11	-0.41 $\pm$ 0.07
<b>LY</b>			0.23 $\pm$ 0.04	-0.45 $\pm$ 0.08
<b>AFY</b>				0.66 $\pm$ 0.04

<sup>1</sup> BRY= breast yield; LY= leg yield; AFY= abdominal fat yield; RES= residual feed consumption between 8 wk and 10 wk.

#### 4.2.b. Genetic Parameters of Growth Curve Parameters

Heritability estimates of growth curve parameters and leg yield were moderate, ranging from 0.22 to 0.34. Heritability of BRY and AFY was much higher, between 0.50 and 0.66. These estimates are in agreement with the literature, i.e. between 0.31 and 0.46 for LY, between 0.45 and 0.66 for BRY, and between 0.45 and 0.80 for AFY (Ricard and Rouvier, 1967; Becker *et al.*, 1984; Le Bihan-Duval *et al.*, 1998, 2001). The present heritability estimates of growth curve parameters were slightly lower than those found in the literature (Grossman *et al.*, 1985; Barbato, 1991; Mignon-Grasteau *et al.*, 1999), possibly due to the individual variability in habituation to cage.

Genetic correlations between either FCR<sub>p</sub> or RES and L were moderate, indicating that birds with a quicker initial growth rate are less efficient, probably because of their greater body weight at a lower age, which increased their maintenance costs (Pym and Nicholls, 1979). K and TI were moderately correlated with FCR<sub>p</sub> but uncorrelated with RES, indicating that feed conversion was also dependent on the second phase of the growth curve. Genetic correlation between FCR<sub>p</sub> and K is positive while this between FCR<sub>p</sub> and TI is negative which could be expected from (3). An improved (i.e., reduced) FCR<sub>p</sub> would result in a delayed TI and an increased K that is in the whole animals with a later maturity. This is coherent with genetic correlation between FCR<sub>p</sub>, BW8 and WG. Moreover, growth rate and appetite appeared to be genetically linked (Chambers *et al.*, 1984), which may also contribute to explain why animals with a higher initial specific

growth rate exhibited a greater residual feed consumption. The genetic correlation between  $FCR_p$  and L was close to that between RES and L ( $0.42 \pm 0.06$  and  $0.51 \pm 0.11$ , respectively).

#### *4.2.c. Genetic Correlations between $FCR_p$ , RES and Carcass Traits*

Correlation with BRY was null for  $FCR_p$  and moderate with RES (-0.35). Both were correlated with AFY. Genetic correlation between LY in one hand and  $FCR_p$  and RES in the other hand was also different (-0.70 and -0.32) which is consistent with the fact that generally, correlations between RES and production traits are lower than those between  $FCR_p$  and production traits. Association between fatness and feed conversion ratio had already been shown for fast-growing broilers in selection experiments on FCR (Leenstra and Pit, 1988) and fat yield (Pym and Nicholls, 1979; Leenstra and Pit, 1988; Leclercq *et al.*, 1989). Consistently, estimated genetic correlations between feed conversion ratio and AFY available in the literature are about 0.40 (Leenstra and Pit, 1988). Indeed leaner birds are more efficient. Moreover, Pym and Nicholls (1979) selection experiment showed that this association might be quickly exhausted by selection on feed efficiency, probably as a result of an evolution of protein utilization (Pym, 1990; Tesseraud *et al.*, 2001).

#### *4.2.d. Genetic Correlations between Growth Curve Parameters and Carcass Traits*

Genetic correlations between growth curve parameters and breast or leg yield were moderate, ranging from -0.47 to +0.46, correlations with TI being as expected in the opposite direction than those with L and K. We found low correlations between growth curve parameters and AFY. Further, BWS was not correlated with any the body composition traits (0.01, 0.06 and 0.12, respectively with BRY, LY and AFY, data not shown).

Indeed when comparing lines, with reference to growth curve, Leclercq *et al.* (1989) showed that lines selected for a high abdominal fat content are more precocious (increased L, K, and decreased TI) when compared to their lean counterparts. Conversely, Ricard (1978) concluded that selection on the shape of the growth curve modified the

fatness, lines selected for a lower L being less fat. However, in the latter study, the unselected control was fatter than the other lines, even those selected for a high L. In a comparison of rapid growing broilers with slower growing label chickens and an experimental line of slow growing chickens, Ricard (1984) showed that the latter birds were leaner, but only at a low BW. When they were grown to the same weight as label chickens or broilers, they became fatter than these lines, which suggest that genetic correlation must be dependent on age and growth rate. This may explain different results obtained by Barbato (1995) who estimated the genetic correlation between early growth rate and AFY to vary between -0.79 and +0.63 in four broiler lines selected either for high or low BW at 14 d or 42 d. Care must therefore be taken when working on genetic correlations between traits measured over time-constant intervals since they may vary as a response to selection, especially when breeding programming aims at maximizing economic efficiency to a given weight, which implies to accelerate weight and growth curve. However, that is not the case for label chicken for which slaughter age is controlled by law which reinforces the interest of working on such traits which are one of the few selection criteria that might be used to improve global efficiency. More recently, Le Bihan-Duval *et al.* (1998, 2001) estimated that BW and AFY were nearly uncorrelated in broilers. Our estimated genetic correlations between AFY and BWS are in agreement with the latter study. In addition, the low correlation between AFY and growth curve parameters indicates that, in this slow growing line, selection for precocity would have little consequence on fat percentage. These discrepancies might be explained by the use of different genetic backgrounds, with different growth rates and relative importance of maternal effects. In fact, estimation of L parameter in broilers uses information on body weight at younger ages, closer to hatching, and thus more susceptible to maternal effects than in slow-growing lines. Several authors showed that the genetic correlation between body weight and breast yield was moderately positive (Marks, 1995; Le Bihan-Duval *et al.*, 1998, 2001; Goliomytis *et al.*, 2003). The present estimates confirm this result and also show that an increased growth rate at the beginning of the growth process, i.e. more precocious birds, will be accompanied by a greater breast yield. At the beginning of the growth curve, breast yield has been shown to increase, consistently with the fact that proteins are deposited early in growth. Finally, the negative correlation between L and LY probably results mechanically from the positive correlation between L and BRY (Goliomytis *et al.*, 2003).

#### *4.2.e. Selection for an Improved Feed Conversion*

Theoretically, the greatest response to indirect selection should be obtained by selection on carcass traits since indirect selection on AFY or LY should lead to an expected response respectively equal to 62.2 % and 57.1 % of the response expected when directly selecting on FCR<sub>p</sub>. Similarly, selection of AFY provides the greatest indirect response to selection on RES (58.0 % of the response expected by direct selection on RES). Indirect selection on growth curve parameters could also be achieved. It is less costly than carcass dissection and can be done directly on candidates for selection in the production environment and may thus be the best means of improving food utilization efficiency. However, indirect selection on this criterion seems to be less efficient, as it would lead to a lower expected response to selection (36.6 %, 37.8 %, and 31.5 % of the response to direct selection on FCR<sub>p</sub> for a selection on L, K and TI, respectively). Choosing L as indirect selection criterion of RES would lead to better expected response to selection, that is 43.7 % of direct selection of RES.

Selection on BW or WG would be very tedious in label type animals since slaughter age is fixed at a minimum of 81 d selection for an increased body weight at slaughter (BWS) is not permitted. As WG is highly correlated with BWS (0.8, data not shown), selection on WG without modifying BWS would be very difficult. Therefore selection on growth curve parameters should be more efficient, if correlations between traits are the same in cage and in production environment.

However as in most cases, direct selection would be the most efficient way to improve feed efficiency, provided that two major drawbacks are considered. First, care should be taken of indirect effect on BW and growth curve especially if FCR<sub>p</sub> is used as a selection criterion since it is linked to the WG during the 8-10 week period, i.e. interval during which feed intake is measured. This can easily be achieved using a combined selection index. Secondly, the only classical way to measure feed consumption was to rear animals in cages which resulted in genotype-environment interaction since commercial meat-type chickens are reared on the floor and, for label or organic chickens with outdoor access. It also increased selection cost much. But this drawback may now be alleviated since feed consumption may be measured on animals kept in litter using transponders, the price of which may be quickly outweighed by the benefits from selection.

## 5. ACKNOWLEDGMENTS

This work has been supported by SASSO (Sélection de la Sarthe et du Sud-Ouest, Contract B04677) which is gratefully acknowledged. The authors thank Nicole Millet, Axel Boucard and the experimental unit of the Station de Recherches Avicoles, for technical assistance. They are grateful to the anonymous referee which comments consistently improved this manuscript.

## 6. ABBREVIATIONS

AFW= abdominal fat weight; AFY= abdominal fat yield; BRW= breast muscle weight; BRY= breast muscle yield; BW0= body weight at hatching; BW1= body weight at 1 wk; BW4= body weight at 4 wk; BW6= body weight at 6 wk; BW8= body weight at 8 wk; BW10= body weight at 10 wk; BWS= body weight at slaughter; CW= carcass weight; CY= carcass yield; FC= feed consumption between 8 wk and 10 wk; FCR= feed conversion ratio between 8 wk and 10 wk; FCR<sub>p</sub>= Box-Cox transformed feed conversion ratio between 8 wk and 10 wk; L= initial specific growth rate; LW= leg weight; LY= leg yield; K= maturation rate; REML= REstricted Maximum Likelihood; RES= residual feed consumption between 8 wk and 10 wk; TI= age at inflection; WG= weight gain between 8 wk and 10 wk.

## 7. REFERENCES

- BARBATO, G. F. (1991) Genetic architecture of growth curve parameters in chickens. *Theoretical and Applied Genetics*, **83**: 24-32.
- BARBATO, G. F. (1995) Genetics of the growth curve in poultry: physiological implications. *Proceedings of the 2nd European Poultry Breeders Roundtable*, Landbrugs, pp. 153-166.
- BEAUMONT, C., GUILLAUMIN, S., GERAERT, P. A., MIGNON-GRASTEAU, S. & LECLERCQ, B. (1998) Genetic parameters of body weight of broiler chickens measured at 22°C or 32°C. *British Poultry Science*, **39**: 488-491.



- BECKER, W. A., SPENCER, J. V., MIROSH, L. W. & VERSTRATE, J. A. (1984) Genetic variation of abdominal fat, body weight, and carcass weight in a female broiler line. *Poultry Science*, **63**: 607-611.
- BOX, G. E. P. & COX, D. R. (1964) An analysis of transformations. *Journal of the Research of the Statistical Society*, **26**: 211-243.
- CHAMBERS, R. J., BERNON, D. E. & GAVORA, J. S. (1984) Synthesis and parameters of new populations of meat-type chickens. *Theoretical and Applied Genetics*, **69**: 23-30.
- GOLIOMYTIS, M., PANOPOULOU, E. & ROGDAKIS, E. (2003) Growth curves for body weight and major component parts, feed consumption, and mortality of male broiler chickens raised to maturity. *Poultry Science*, **82**: 1061-1068.
- GROSSMAN, M., BOHREN, B. B. & ANDERSON, V. L. (1985) Logistic growth curve of chickens: a comparison of techniques to estimate parameters. *Journal of Heredity*, **76**: 397-399.
- GUILL, R. A. & WASHBURN, K. W. (1974) Genetic changes in efficiency of feed utilisation of chicks maintaining body weight constant. *Poultry Science*, **53**: 1146-1154.
- LAIRD, A. K., TYLER, S. A. & BARTON, A. D. (1965) Dynamics of normal growth. *Growth*, **29**: 233-248.
- Le BIHAN-DUVAL, E., MIGNON-GRASTEAU, S., MILLET, N. & BEAUMONT, C. (1998) Genetic analysis of a selection experiment on increased body weight and breast muscle weight as well as on limited abdominal fat weight. *British Poultry Science*, **39**: 346-353.
- LE BIHAN-DUVAL, E., BERRI, C., BAEZA, E., MILLET, N. & BEAUMONT, C. (2001) Estimation of the genetic parameters of meat characteristics and of their genetic correlations with growth and body composition in an experimental broiler line. *Poultry Science*, **80**: 839-843.
- LECLERCQ, B., GUY, G. & RUDEAUX, F. (1989) Growth characteristics and lipid distribution in two lines of chicken selected for low or high abdominal fat. *Genetics Selection Evolution*, **21**: 69-80.
- LEENSTRA, F.R. & PIT, R. (1988) Fat deposition in a broiler sire strain. 3. Heritability of and genetic correlation among body weight, abdominal fat, and feed conversion. *Poultry Science*, **67**: 1-9.

- LEWIS, P.D., PERRY, G. C., FARMER, L. J. & PATTERSON, R. L. S. (1997) Responses of two genotypes of chicken to the diets and stocking densities typical of UK and “Label Rouge” production systems: I. Performance, behaviour and carcass composition. *Meat Science*, **45**: 501-516.
- MARKS, H. L. (1995) Genetics of growth and development, in: HUNTON, P. (Ed) *World Animal Science, Poultry Production*, pp. 170-182 (Amsterdam, Elsevier).
- MIGNON-GRASTEAU, S. & BEAUMONT, C. (2000) Les courbes de croissance chez les Oiseaux. *INRA Productions Animales*, **13**: 337-348.
- MIGNON-GRASTEAU, S., & BEAUMONT, C. (2002) Genetic parameters of growth curve in chickens. *Proceeding of the 7th World Congress on Genetics Applied to Livestock Production*, Montpellier, CD-ROM communication 11-03.
- MIGNON-GRASTEAU, S., BEAUMONT, C., LE BIHAN-DUVAL, E., POIVEY, J. P. & DE ROCHAMBEAU, H. (1999) Genetic parameters of growth curve parameters in male and female chickens. *British Poultry Science*, **40**: 44-51.
- MIGNON-GRASTEAU, S., MULEY, N., BASTIANELLI, D., GOMEZ, J., PÉRON, A., SELLIER, N., MILLET, N., BESNARD, J., HALLOUIS, J. M. & CARRÉ, B. (2004) Heritability of digestibilities and divergent selection for digestion ability in growing chicks fed on a wheat diet. *Poultry Science*, **83**: 860-867.
- NEUMAIER, A., & GROENEVELD, E. (1998) Restricted maximum likelihood of covariances in sparse linear models. *Genetics Selection Evolution*, **30**: 13-26.
- PYM, R. A. E. (1990) Nutritional genetics, in: Crawford, R. D. (Ed) *Poultry Breeding and Genetics*, pp. 847-876 (Amsterdam, Elsevier).
- PYM, R. A. E., & NICHOLLS, P. J. (1979) Selection for food conversion in broilers: direct and indirect responses to selection for body weight gain, food consumption and food conversion ratio. *British Poultry Science*, **20**: 73-86.
- QUENTIN, M., BOUVAREL, I., BERRI, C., LE BIHAN-DUVAL, E., BAEZA, E., JEGO, Y. & PICARD, M. (2003) Growth, carcass composition and meat quality responses to dietary concentrations in fast-, medium- and slow-growing commercial broilers. *Animal Research*, **52**: 65-77.
- RICARD, R. H. (1978) Indice de consommation et état d'engraissement de poulets appartenant à des souches sélectionnées sur la forme de la courbe de croissance. *Proceedings of the 16th World Poultry Congress, Rio de Janeiro*, pp. 1786-1793.

- RICARD, F. H. (1984) Comparaison de trois types génétiques de poulets pour l'état d'engraissement et le rendement en viande. *Proceedings of the 17th World Poultry Congress, Helsinki*, pp. 8-12.
- RICARD, F. H. & ROUVIER, R. (1967) Etude de la composition anatomique du poulet. I. Variabilité de la répartition des différentes parties corporelles chez des coquelets "Bresse Pile". *Annales de Zootechnie*, **16**: 23-39.
- RICARD, F. H., MARCHE, G. & LE BIHAN-DUVAL, E. (1994) Essai d'amélioration par sélection de la qualité de carcasse du poulet de chair. *INRA Productions Animales*, **7**: 253-261.
- SAS INSTITUTE (1999) SAS/STAT®User's guide, Version 6, Fourth edition, vol. 1, SAS Institute Inc., Cary, NC.
- TESSERAUD, S., TEMIM, S., LE BIHAN-DUVAL, E. & CHAGNEAU, A.M. (2001) Increased responsiveness to dietary lysine deficiency of pectoralis major muscle protein turnover in broilers selected on breast development. *Journal of Animal Science*, **79**: 927-933.
- TIXIER-BOICHARD, M., BOICHARD, D., GROENEVELD, E. & BORDAS, A. (1995) Restricted maximum likelihood estimates of genetic parameters of adult male and female Rhode Island Red chickens divergently selected for residual feed consumption. *Poultry Science*, **74**: 1245-1252.
- VAN DER HORST, F. (1995) Réduction du taux de déclassement pour ampoules au bréchet chez le poulet label par limitation de la croissance au démarrage. *Sciences et Techniques Avicoles*, **13**: 30-37.



GENOTYPE BY ENVIRONMENT INTERACTIONS IN SLOW GROWING CHICKENS

**Genotype by Environment Interactions on Growth curve, Body Weight, and  
Carcass Composition Traits in Slow Growing Chickens Raised in Three Different  
Systems**

A. L. N'dri<sup>1\*</sup>, N. Sellier<sup>\*</sup>, M. Tixier-Boichard<sup>†</sup>, C. Beaumont<sup>\*</sup>, and S. Mignon-Grasteau<sup>\*</sup>

*\* Station de Recherches Avicoles, INRA, 37380 Nouzilly, France*

*† U. M. R. Génétique et Diversité Animales, INRA/ INAP-G,*

*Domaine de Vilvert, bat 211, 78352 Jouy en Josas, France*

Scientific section: Genetics

*Soumis pour publication à Poultry Science*

<sup>1</sup> Corresponding author: [ndri@tours.inra.fr](mailto:ndri@tours.inra.fr),

Station de Recherches Avicoles, INRA, 37380 Nouzilly, France.



## 1. ABSTRACT

Genotype by environment interactions on slow growing chickens were estimated, on 2,002 animals in extensive (E), standard (S) or cage (C) environments. Gompertz curve parameters were estimated, i.e. the initial specific growth rate L, the maturation rate K, and the age at inflexion TI. Breast muscles yield (BRY), leg yield (LY), and abdominal fat yield (AFY) were measured. Individual feed conversion ratio (FCR) and residual feed consumption (RES) was recorded between 8 and 10 wk in C. Genetic parameters of recorded traits were estimated with Restricted Maximum Likelihood.

Heritability of FCR and RES were 0.33 and 0.49.

Genetic correlation between C and E was higher than the one between S and E or C for BW8 and BWS (0.97 to 0.98 vs. 0.74 to 0.82) whereas for the growth curve parameters the highest correlation was between C and S ( $> 0.99$  vs. 0.68 to 0.84). Genetic correlations between environments for carcass traits were high (between 0.84 and 0.95) but significantly lower than unity

Heritability of FCR or RES (0.33 and 0.49) make it feasible to directly select on these traits, but FCR should be preferred for label chickens, as it is nearly uncorrelated with body weight at slaughter. However, in label-type production, the constraint of rearing animals in cage is a source of important genotype by environment interactions. Moreover, ignoring genotype by environment interaction, i.e. taking into account only performances in C, lead to choose abdominal fatness as the best indirect selection criterion for FCR. Taking it into account lead to choose LY, L, and K as indirect selection criteria in S and K or TI in E.

**Key words:** genotype by environment interaction, genetic parameters, feed efficiency, chicken, selection

## 2. INTRODUCTION

Feed represents 70 % of the total cost of broiler production. Feed conversion ratio may be improved by direct selection (Guill and Washburn, 1974; Pym and Nicholls, 1979) but measurement of this trait is very constraining. In broilers, feed efficiency may be also improved as a correlated response to selection for decreased age at market weight. However increasing body weight at a given age has several consequences such as increased fatness and maintenance cost at a given age (Leclercq et al., 1989; Pym, 1990) but this does not hold to a

given body weight. Indirect selection on correlated traits should thus provide alternative selection strategies. Criteria to be considered for indirect selection may be abdominal fatness (Leclercq et al., 1989) as well as the parameters of the growth curve, since lines selected on the shape of the growth curve exhibited different feed conversion ratios (Ricard, 1978). Furthermore, selection strategies to improve feed conversion ratio have been discussed primarily for fast-growing broilers, and their application to slow-growing label-type chickens may not be straightforward. It is to note that, in this genotype, feed conversion ratio is much higher than in broilers (Goliomytis et al., 2003) ranging to 3.00 to 3.47 between 6 to 8 wk (van der Horst, 1995; Lewis et al., 1997; Sauveur, 1997; Quentin et al., 2003). These birds are reared in extensive conditions (low density, low-energy diet, and access to open-air). Therefore, selecting directly on FCR may be difficult due to the difference of environment needed to measure FCR (i.e., cage) which may lead to important genotype by environment interactions. Furthermore, these birds have to be slaughtered after 81 d according to “Label Rouge” regulation, which makes it impossible to select on decreased age at market weight and reinforces the interest of indirect selection on other traits such as growth curve, carcass composition, or both. In a previous study (N’dri et al., 2006) we estimated genetic correlations between growth curve parameters, carcass composition and feed efficiency in slow growing meat-type ‘Label rouge’ chickens, reared in cages. The results showed the feasibility of an indirect selection for feed conversion ratio using growth curve parameters and abdominal fat yield. However, in this study possible genotype by environment interactions were ignored. As the production environment is a free-range system, interactions are probably present.

The purpose of this study was therefore to evaluate the genotype by environment interactions on growth curve parameters and carcass traits on a slow growing commercial line of chickens used for French "label" type production, in order to choose the best indirect selection criteria for improving FCR. Genotype by environment interactions were estimated by considering a given trait recorded in different environments as different traits (Horst, 1985; Beaumont et al., 1998). The presence of genotype by environment interaction was then detected if the estimated genetic correlation between these traits was significantly less than unity.

### **3. MATERIALS AND METHODS**



### 3.1. Animals and Rearing Systems

A total of 2,002 chickens (999 males and 1,003 females) with known genealogy were produced in 4 successive hatches for this experiment. They were coming from a pure commercial slow growing meat-type line dedicated to the production of French “label rouge” chickens. All animals were obtained from the same 50 sires and 148 dams. At hatching, full sibs were dispatched in three different environments. In the first environment (C), animals were reared on floor until 6 wk of age and transferred into individual cages from 6 wk to slaughter. In the second environment (S), from hatch to slaughter, animals were reared on the floor in clausturation (by pen of birds of the same sire) without access to open-air, corresponding to usual selection conditions. In the last environment (E), animals were reared under production conditions, i.e. on floor in clausturation until 6 wk, and with access to open-air afterwards. The total number of animals reared for the experiment was 1,061 in C (in two hatches, with 542 in hatch 1 and 519 in hatch 2), 396 in S conditions (in one hatch), and 545 in E conditions (in one hatch). As pedigree was available from 9 generations, the pedigree file included 13,384 animals.

**Table 29.** Composition of the Starter, Growing and Finishing Diets

	<b>Starter Diet</b>	<b>Growing Diet</b>	<b>Finishing Diet</b>
<b>Age (d)</b>	0-28	29-61	62-slaughter
<b>AME (kcal/ kg DM)</b>	2,831	2,938	3,020
<b>Crude Proteins (%)</b>	21.0	18.0	16.0
<b>Wheat (%)</b>	20.0	-	30.0
<b>Corn (%)</b>	43.1	72.5	50.0
<b>Soybean meal (%)</b>	31.4	21.0	10.9
<b>Oil (%)</b>	0.50	-	0.25
<b>Corn gluten (%)</b>	1.0	2.8	5.2
<b>Calcium carbonate (%)</b>	1.02	0.70	0.80
<b>Dicalcium phosphate (%)</b>	1.90	1.94	1.74
<b>Sodium Chloride (%)</b>	0.40	0.40	0.30
<b>Mineral and Vitamin Premix (%)</b>	0.50	0.50	0.50
<b>DL-Methionine (%)</b>	0.14	0.10	0.09
<b>Lysine (%)</b>	-	0.10	0.24

Animals were transferred to cages at 6 wk, but FCR was not calculated between 6 and 8 wk, which Chicks were sexed, wing-banded, and vaccinated against Marek's disease at hatch. They were given ad libitum access to water and food. A starter diet (2,831 Kcal ME/kg, 20.9 % proteins, table 29) was given between 0 and 28 d, followed by a grower diet (2,938 Kcal ME/kg, 18.0 % proteins) between 29 d and 61 d, and by a finisher diet (3,020 Kcal ME/kg, 16.0 % proteins) from 62 d to slaughter.

### **3.2. Recorded Traits**

#### *3.2.a. Weight.*

In all environments, chickens were individually weighed at 1 wk (BW1), 4 wk (BW4), 6 wk (BW6), 8 wk (BW8), 10 wk (BW10), and at slaughter (BWS). Slaughter occurred at different ages in the three environments, in order to slaughter chickens at the same weight (2,000 g). Animals were therefore killed at 74 d and 75 d in first and second hatch in C environment, at 77 d in S environment, and at 84 d in E environment.

#### *3.2.b. Feed Intake Traits.*

was considered as a period of habituation to the cage. Feed conversion ratio (FCR) was therefore individually determined only between 8 and 10 wk. For the same period, residual feed consumption (RES) was calculated according to a multiple regression equation on our data including metabolic body weight and weight gain between 8 and 10 wk (Bordas and Mérat, 1984a; Bordas et al., 1992a; Tixier Boichard et al., 1995). In S, FCR was also calculated by pen on floor, each pen corresponding to the progeny of one sire.

#### *3.2.c. Carcass Traits.*

Birds of the three environments were slaughtered in the same slaughterhouse by the same procedure. After scalding, plucking, and gut removal, carcasses were stored at 4°C for 20 h on average until dissected. Before dissection, individual carcass weight (CW) was recorded. For each animal, right breast muscles weight (BRW), right leg weight (thigh and drumstick, LW), and abdominal fat weight (AFW) were recorded. Breast muscles yield (BRY), leg yield (LY), and abdominal fat yield (AFY) were expressed in percentage of carcass weight.

### 3.2.d. Growth Curve Parameters.

Parameters of growth curve were estimated using the Gompertz equation, according to Laird et al. (1965):

$$BW_t = BW_0 e^{\left(\frac{L}{K}(1-e^{-Kt})\right)} \quad (24)$$

where  $BW_t$  is the body weight at age  $t$ ,  $BW_0$  the estimated weight at hatching,  $L$  the initial specific growth rate (i.e.,  $(1/BW_t) \times (dBW_t/dt)$  when  $t \rightarrow 0$ ), and  $K$  the maturation rate or the exponential factor of decay of the specific growth rate.

We calculated the coordinates of the age at inflexion (TI), for which the growth rate is at maximum, as follows:

$$TI = \left(\frac{1}{K}\right) \ln \left|\frac{L}{K}\right| \quad (25)$$

These parameters were estimated by non-linear regression with the NLIN procedure of SAS (1999), taking into account all available weights from birth to slaughter. In the C environment, the transfer to cages led to a much slower growth rate between 6 and 8 wk (habituation), followed by a high growth rate between 8 and 10 wk (compensatory growth). In that environment, BW8 was therefore not included in the estimation of growth curve parameters in order not to affect our estimates. Observations were weighted by the ratio of the phenotypic variance of slaughter weight to the phenotypic variance of  $BW_t$ , as suggested by Mignon-Grasteau et al. (1999), in order to take into account the increase of variance of body weight with age.

### 3.3. Statistical Analysis

Basic statistics on recorded traits were calculated by the PROC MEANS procedure of SAS (1999). Analysis of variance was performed using the PROC GLM of SAS (1999) to test the effects to be included in the model. As FCR showed a skewed distribution, a Box-Cox transformation (Box and Cox, 1964) was applied before genetic analysis, as follows:

$$FCR_t = \frac{FCR^t - 1}{t \times FCR_g^{(t-1)}} \quad (26)$$

where  $FCR_t$  is the transformed value of FCR,  $FCR_g$  the geometric mean of FCR, and  $t$  the parameter of the transformation (0.4).

### 3.4. Genetic Analysis

Genetic parameters of recorded traits were estimated with REML (REstricted Maximum Likelihood) using VCE 4 (Neumaier and Groeneveld, 1998) according to the following model:

$$y_{ijk} = \mu + s_i + h_j + a_k + e_{ijk} \quad (27)$$

where  $y_{ijk}$  is the performance of the  $k$ th animal ( $k = 1, 2,002$ ),  $s_i$  the fixed effect of sex (male or female),  $h_j$  the fixed effect of the  $j$ th hatch ( $j = 1, 4$ ),  $a_k$  the direct genetic effect of  $k$ th animal ( $k=1, 13,384$ ) and  $e_{ijk}$  the residual of the  $k$ th animal.

An alternative model was used to evaluate the importance of maternal effects, treated as a common environmental effect:

$$y_{ijk} = \mu + s_i + h_j + a_k + d_{ijl} + e_{ijkl} \quad (28)$$

where  $d_{ijl}$  is a random effect common to all progeny of dam  $l$ , with the variance  $Var(d_{ijl}) = \sigma_d^2$  and the covariance  $Cov(d_{ijl}; d_{i'jl}) = 0$  for  $i \neq i'$ .

In order to estimate the genetic correlations between the three environments, traits measured in C, S or E were treated as distinct, e.g. for BRY we distinguished  $BRY_C$ ,  $BRY_S$ , and  $BRY_E$ , subscript indicating the environment. As preliminary analysis showed that the genetic correlations between growth curve parameters in C and S environment were all above 0.99 (N'dri et al., 2004), only two traits were distinguished for L, K, and TI, with subscript “SC” for selection and cage traits and “E” for extensive traits.

As it was not possible to include all traits in a single analysis, we performed several multi-trait analyses. On the first hand, a set of analysis was performed to calculate the genetic correlations between traits recorded in different environments, i.e., to evaluate the presence of genotype by environment interactions. The first analysis included  $BW8_C$ ,  $BW8_S$ ,  $BW8_E$ ,  $BWS_C$ ,  $BWS_S$ , and  $BWS_E$ . For carcass traits (BRY, LY, and AFY), one nine-trait analysis was performed. The complete six-trait analysis on growth curve parameters did not converge satisfactorily. It was therefore splitted into three four-trait analyses ( $L_{SC}$ ,  $L_E$ ,  $K_{SC}$ , and  $K_E$ ;  $L_{SC}$ ,  $L_E$ ,  $TI_{SC}$ , and  $TI_E$ ;  $K_{SC}$ ,  $K_E$ ,  $TI_{SC}$ , and  $TI_E$ ). On the second hand, a set of analysis was

performed to estimate genetic correlations between FCR or RES and the other traits, in order to evaluate possibilities of indirect selection of these traits.

## 4. RESULTS AND DISCUSSION

### 4.1. Elementary Statistics

Means for each trait in the three environments are given in table 30. Effect of environment was highly significant ( $P < 0.001$ ) for all of the traits except for LY and TI. In the S environment BW1, BW4, and BW6 were higher than in E and C environments. This result was expected as hens used to produce chicks were older when laying eggs for S environment, thus leading to larger eggs and heavier chicks. Between 6 and 8 wk, the growth rate in C environment was lower than in the two other environments. It was followed by compensatory growth in cage. Therefore, according to growth curve, the expected weight for animals at 12 wk in each environment should have been 2,475 g, 2,334 g, and 2,176 g respectively in C, S, and E environments.

Our estimates of growth curve parameters in the three environments were in the same range as those obtained by Mignon-Grasteau and Beaumont (2002) for the same line in the S environment. In agreement with BW values, L and K were lower in E environment and higher in C environment. After inflection, the decrease of the growth rate was slower in E than in S and C environment. Animals in the three environments had nearly the same age at inflection point ( $49.1 \pm 7.5$  d) in agreement with previous studies on unselected broiler lines (47.8 to 55.7 d, Knizetova et al., 1991) but age at inflection was more precocious than in the previous study on the same line in the S environment (55 d, Mignon-Grasteau and Beaumont, 2002). Environment did not affect leg yield (30.6 %). This value was similar to that observed by Goliomytis et al. (2003) at 84 d of age (31.4 %). At the opposite, BRY and AFY were significantly different in the three environments. Animals of the E environment exhibited higher BRY and lower AFY, which may be due to their greater activity with access to open-air. At the opposite, BRY was the lowest and AFY the highest in cage, in which activity of animals was reduced. Variability of fatness in the E environment was greater than in the other two, in agreement with previous studies (Cahaner and Nitzan, 1985; Wang et al., 1991) in which AFW and AFY exhibited a much higher coefficient of variation (30 % to 35 %) than body weight at 28 and 42 wk, weight gain, feed consumption, carcass weight and leg weight (6 % to 11 %).

**Table 30.** Elementary Statistics for Body Weight, Carcass Traits and Growth Curve Parameters (Mean  $\pm$  SD) for each Environment

Trait <sup>1</sup>	Rearing Environment									Total
	C environment			S environment			E environment			
	N	Mean $\pm$ SD	CV (%)	N	Mean $\pm$ SD	CV (%)	N	Mean $\pm$ SD	CV (%)	
<b>BW1 (g)</b>	1058	81 $\pm$ 13 <sup>a</sup>	16	396	95 $\pm$ 16 <sup>b</sup>	17	545	90 $\pm$ 12 <sup>c</sup>	14	86 $\pm$ 15
<b>BW6 (g)</b>	1052	884 $\pm$ 12 <sup>a</sup>	14	391	977 $\pm$ 168 <sup>b</sup>	17	535	873 $\pm$ 113 <sup>c</sup>	13	900 $\pm$ 135
<b>BW8 (g)</b>	1049	1,266 $\pm$ 173 <sup>a</sup>	14	392	1,474 $\pm$ 248 <sup>b</sup>	17	530	1,342 $\pm$ 276 <sup>c</sup>	21	1,328 $\pm$ 208
<b>BW10 (g)</b>	1045	1,803 $\pm$ 270 <sup>a</sup>	21	391	1,934 $\pm$ 333 <sup>b</sup>	17	527	1,839 $\pm$ 276 <sup>c</sup>	15	1,839 $\pm$ 290
<b>BWS (g)</b>	1042	1,971 $\pm$ 310 <sup>a</sup>	16	391	2,134 $\pm$ 379 <sup>b</sup>	17	526	2,176 $\pm$ 356 <sup>c</sup>	16	2,058 $\pm$ 350
<b>CW (g)</b>	1032	1,644 $\pm$ 239 <sup>a</sup>	15	332	1,701 $\pm$ 263 <sup>b</sup>	15	520	1,794 $\pm$ 294 <sup>c</sup>	16	1,696 $\pm$ 267
<b>BRW (g)</b>	1031	136 $\pm$ 22 <sup>a</sup>	16	332	154 $\pm$ 24 <sup>b</sup>	15	524	167 $\pm$ 28 <sup>c</sup>	17	148 $\pm$ 28
<b>LW (g)</b>	1031	252 $\pm$ 44 <sup>a</sup>	17	332	261 $\pm$ 47 <sup>b</sup>	18	524	275 $\pm$ 54 <sup>c</sup>	20	260 $\pm$ 48
<b>AFW (g)</b>	1031	66 $\pm$ 23 <sup>a</sup>	35	332	66 $\pm$ 25 <sup>a</sup>	38	523	43 $\pm$ 21 <sup>b</sup>	49	59 $\pm$ 25
<b>CY (%)</b>	1031	84 $\pm$ 4 <sup>a</sup>	5	331	80 $\pm$ 2 <sup>b</sup>	3	520	83 $\pm$ 2 <sup>c</sup>	2	83 $\pm$ 4
<b>BRY (%)</b>	1031	8.3 $\pm$ 0.8 <sup>a</sup>	10	331	9.1 $\pm$ 0.7 <sup>b</sup>	8	519	9.3 $\pm$ 0.7 <sup>c</sup>	8	8.7 $\pm$ 0.9
<b>LY (%)</b>	1031	15.3 $\pm$ 1.0 <sup>a</sup>	7	331	15.2 $\pm$ 0.7 <sup>a</sup>	5	518	15.3 $\pm$ 1.0 <sup>a</sup>	7	15.3 $\pm$ 1.0
<b>AFY (%)</b>	1031	4.0 $\pm$ 1.4 <sup>a</sup>	35	331	3.9 $\pm$ 1.4 <sup>b</sup>	40	518	2.4 $\pm$ 1.2 <sup>c</sup>	50	3.4 $\pm$ 1.5
<b>L (d<sup>-1</sup>)</b>	1031	0.141 $\pm$ 0.014 <sup>a</sup>	10	380	0.135 $\pm$ 0.016 <sup>b</sup>	12	524	0.130 $\pm$ 0.011 <sup>c</sup>	8	0.134 $\pm$ 0.014
<b>K (d<sup>-1</sup>)</b>	1031	0.031 $\pm$ 0.003 <sup>a</sup>	10	380	0.031 $\pm$ 0.004 <sup>b</sup>	13	524	0.030 $\pm$ 0.002 <sup>c</sup>	7	0.031 $\pm$ 0.004
<b>TI (d)</b>	1031	48.9 $\pm$ 7.5 <sup>a</sup>	15	380	49.7 $\pm$ 13.0 <sup>a</sup>	26	524	49.7 $\pm$ 6 <sup>a</sup>	12	49.1 $\pm$ 7.5
<b>FC (g)</b>	1038	1,657 $\pm$ 260	16	39	1,653.5 $\pm$ 313	19	-	-	-	-
<b>FCR (g:g)</b>	1038	3.15 $\pm$ 0.40	13	39	3.61 $\pm$ 0.73	20	-	-	-	-
<b>RES (g)</b>	1038	0.37 $\pm$ 120.35	148	-	-	-	-	-	-	-

<sup>1</sup> BW1 = body weight at 1 wk; BW4 = body weight at 4 wk; BW6 = body weight at 6 wk; BW8 = body weight at 8 wk; BW10 = body weight at 10 wk; BWS = body weight at slaughter; CW = carcass weight; CY = carcass yield; BRW = breast weight; BRY = breast yield; LW = leg weight; LY = leg yield; AFW = abdominal fat weight; AFY = abdominal fat yield; L = initial specific growth rate; K = maturation rate; TI = age at inflection; FC = feed consumption between 8 wk and 10 wk; FCR = feed conversion ratio between 8 wk and 10 wk; RES = residual feed consumption between 8 wk and 10 wk. ; <sup>2</sup> Means with different superscripts within a row are significantly different ( $P < 0.05$ ).

Feed consumption and FCR were more variable in S environment than in E (+3 % and +7 % for FC and FCR respectively). It must be noticed that, in the S environment, much feed wasting took place, showing the difficulty to measure FCR with animals reared together and on the floor. The most reliable way to measure FCR remains the individual cage.

## **4.2. Genetic Parameters**

Contributions of permanent environmental maternal effects were very low for every trait, and did not significantly differ from zero. Results presented below are therefore those obtained with the model (27) without maternal effects.

### *4.2.a. Heritabilities*

Heritability estimates and genetic variability for the main traits (table 31) were moderate to high, ranging from 0.21 to 0.74, using the purely additive model. Except for L, K, and BWS, heritabilities of traits were higher in S environment. The high values of heritabilities of carcass traits were at the upper bound of broiler estimates in the literature (0.54 to 0.65 for BRY and 0.50 to 0.80 for AFY, Chambers, 1990; Vereijken, 1992; Jego et al., 1995; Le Bihan-Duval et al., 1998, 1999). Heritability of leg yield ranged from 0.23 to 0.60 according to the rearing environment.

Heritabilities of growth curve parameters were slightly lower than estimates found in the literature for various broiler genotypes (Grossman et al., 1985; Barbato, 1991; Mignon-Grasteau et al., 1999) but were consistent with a previous study on the same line (0.24 for L, 0.26 for K, and 0.30 for TI, Mignon-Grasteau and Beaumont, 2002). Heritabilities of  $L_C$  and  $L_S$  had previously been shown to be similar (0.21 and 0.25 respectively, N'dri et al., 2004), and significantly different from heritability of  $L_E$  (0.50). A similar trend was observed for heritabilities of K (0.28, 0.28, and 0.34 for  $K_C$ ,  $K_S$ , and  $K_E$  respectively). Heritabilities of TI were the same in the three environments (0.25). The greater value of L heritability in E environment may be attributable partly to greater maternal effects, as animals in this environment grow more slowly and depend longer on maternal effects. The same hypothesis can be made about the higher heritability of  $BW_{8S}$  because the maternal effects were not fitted in our model.

**Table 31:** Heritabilities ( $\pm$  SE) of Growth, Feed and Carcass Traits and Genetic Correlation with Feed Conversion Ratio, and Residual Feed Consumption

Traits	Heritabilities <sup>3</sup>	Genetic correlations with	
		FCR	RES
<b>L<sub>SC</sub></b> <sup>1</sup>	0.29 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>	0.43	0.66
<b>L<sub>E</sub></b>	0.63 $\pm$ 0.06 <sup>b</sup>	0.35	0.27
<b>K<sub>SC</sub></b>	0.27 $\pm$ 0.03 <sup>a</sup>	0.48	0.50
<b>K<sub>E</sub></b>	0.40 $\pm$ 0.06 <sup>b</sup>	0.61	0.54
<b>TI<sub>SC</sub></b>	0.30 $\pm$ 0.03 <sup>a</sup>	-0.39	-0.26
<b>TI<sub>E</sub></b>	0.25 $\pm$ 0.06 <sup>b</sup>	-0.81	-0.73
<b>BRY<sub>C</sub></b> <sup>2</sup>	0.50 $\pm$ 0.03 <sup>a</sup>	-0.00	-0.35
<b>BRY<sub>S</sub></b>	0.69 $\pm$ 0.05 <sup>b</sup>	0.10	-0.31
<b>BRY<sub>E</sub></b>	0.60 $\pm$ 0.05 <sup>ab</sup>	0.44	0.17
<b>LY<sub>C</sub></b> <sup>2</sup>	0.23 $\pm$ 0.03 <sup>a</sup>	-0.70	-0.32
<b>LY<sub>S</sub></b>	0.60 $\pm$ 0.06 <sup>b</sup>	-0.57	-0.41
<b>LY<sub>E</sub></b>	0.41 $\pm$ 0.04 <sup>c</sup>	-0.43	-0.17
<b>AFY<sub>C</sub></b> <sup>2</sup>	0.66 $\pm$ 0.04 <sup>ab</sup>	0.44	0.44
<b>AFY<sub>S</sub></b>	0.74 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>	0.23	0.45
<b>AFY<sub>E</sub></b>	0.57 $\pm$ 0.04 <sup>b</sup>	0.07	0.11
<b>BW8<sub>C</sub></b>	0.54 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>	0.26	0.71
<b>BW8<sub>S</sub></b>	0.70 $\pm$ 0.04 <sup>b</sup>	0.04	0.40
<b>BW8<sub>E</sub></b>	0.56 $\pm$ 0.06 <sup>a</sup>	0.09	0.65
<b>BWS<sub>C</sub></b>	0.56 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>	-0.02	0.61
<b>BWS<sub>S</sub></b>	0.53 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>	-0.18	0.34
<b>BWS<sub>E</sub></b>	0.56 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>	-0.07	0.50
<b>FCR</b>	0.31 $\pm$ 0.03	-	-
<b>RES</b>	0.49 $\pm$ 0.04	-	-

<sup>1</sup> BRY, LY, and AFY = respectively breast yield, leg yield, and abdominal fat yield; L, K, and TI = respectively initial specific growth rate, maturation rate, and age at inflection. FCR, RES = Feed conversion ratio and residual feed consumption between 8 wk and 10 wk in C environment; BW8, BWS = respectively body weight at 8 wk and body weight at slaughter. Subscripts stands for environment in which trait is recorded, i.e. selection (S), cage (C) or extensive (E).

<sup>2</sup> From N'dri et al. (2006).

<sup>3</sup> Heritabilities estimates of the same traits in different environments with no common superscript are significantly different ( $P < 0.05$ )



**Table 32.** Estimated Genetic Correlations of Carcass Traits and Body Weight Between the three Environments (S, C, and E) Taken Two by Two ( $\pm$  SE).

Traits <sup>1</sup>	Genetic correlations between environments		
	C-S	C-E	S-E
<b>BRY</b>	0.90 $\pm$ 0.02	0.84 $\pm$ 0.03	0.84 $\pm$ 0.04
<b>LY</b>	0.84 $\pm$ 0.05	0.88 $\pm$ 0.05	0.91 $\pm$ 0.05
<b>AFY</b>	0.89 $\pm$ 0.03	0.95 $\pm$ 0.03	0.93 $\pm$ 0.03
<b>BW8</b>	0.76 $\pm$ 0.05	0.98 $\pm$ 0.02	0.74 $\pm$ 0.07
<b>BWS</b>	0.82 $\pm$ 0.06	0.97 $\pm$ 0.02	0.76 $\pm$ 0.08
<b>L</b>	> 0.99 <sup>2</sup>	0.83 $\pm$ 0.06 to 0.84 $\pm$ 0.06 <sup>3</sup>	
<b>K</b>	> 0.99 <sup>2</sup>	0.76 $\pm$ 0.06 to 0.82 $\pm$ 0.06 <sup>3</sup>	
<b>TI</b>	> 0.99 <sup>2</sup>	0.68 $\pm$ 0.07 to 0.75 $\pm$ 0.08 <sup>3</sup>	

<sup>1</sup> BRY, LY, and AFY = respectively breast yield, leg yield and abdominal fat yield; BW8 and BWS = respectively body weight at 8 wk and body weight at slaughter; L, K, and TI = respectively initial specific growth rate, maturation rate and age at inflexion.

<sup>2</sup> From N'dri et al. (2004).

<sup>3</sup> Genetic correlations between S or C and E environments. Several analyses were performed due difficult of convergence.

Heritabilities of body weight were also in the range of literature values (0.39 to 0.60, Cahaner and Nitsan, 1985; Chambers, 1990; Le Bihan-Duval et al., 1998) in C and E. Heritability of BWS exhibited no difference between environments.

#### 4.2.b. Genotype by Environment Interactions.

Genetic correlations for traits recorded in different environments are presented in table 32. All the estimated genetic correlations for traits recorded in different environments were rather high and ranged from 0.74 to 0.99. The more the genetic correlation significantly deviates from unity, the higher the genotype by environment interaction is important.

Genetic correlation between BW8<sub>C</sub> and BW8<sub>E</sub> was not different from unity. In C and E environments, rearing conditions were changed at 6 wk of age. In C environment growth was delayed, so that 8 wk old animals in C were physiologically rather close to those in E which had a slower growth. Similarly, no interaction was found for BWS between C or E environments. In that case, the lack of interaction is probably due to the

difference in slaughter age. At the opposite, for L, K, and TI, E environment was found different from the other two. This result confirms the usefulness of fitting growth curve rather than considering body weight because the first minimizes the background noises and better synthesises collected data.

For carcass traits, genetic correlations between traits measured in different environments ranged between 0.84 and 0.95, and most of these correlations were significantly different from unity. Our results thus show that genotype by environment interactions were present on nearly all recorded traits, but were of minor importance in carcass traits as compared to body weight and growth curve parameters. Furthermore, in E environment, the period of access to open air coincided with spring, i.e. favourable conditions. Question can thus be asked if interaction would have been higher in less favourable conditions.

As shown in table 32, the differences between S and E environments led to significant genotype by environment interactions for growth curve parameters, body weight, and breast yield, which should be taken into account by breeders. Correlations were particularly low for the K and TI parameters measured in either S or E environment. At the opposite, abdominal fatness and leg yield were less affected by the interaction, so that selection on decreased fatness in S environment will produce the expected improvement of fatness in E environment.

#### *4.2.c. Selection of Feed Conversion in presence of Genotype by Environment Interaction.*

The direct improvement of FCR is possible and should be performed with either FCR or RES, considering their heritability values (0.31 and 0.49 respectively). According to these estimates, decreasing and thus improving FCR would mainly result in modifying the growth curve with a similar body weight at slaughter. Improving RES should decrease food consumption partly because birds will be lighter at 8 wk. In spite of compensatory growth, birds will remain lighter at slaughter, even in S and E, which is to proscribe in label chickens, at slaughter age cannot be modified. It is also to note that modifying growth architecture would change the equation defining RES, which might result in transient selection change. Moreover, direct selection on FCR or RES implies to rear animals in

cages, which is quite different from the production environment. This drawback may now be alleviated since feed consumption may be measured on animals kept on litter using transponders. In our case, feed consumption has been recorded on floor, but as food spillage was rather important in some pens, the measure could not be very precise. The coefficient of variation of FCR on floor was 20.2 % in S and only 12.7 % in C. Finally, it is to note that the ranking of sires in S and C were very different, the sires exhibiting the five best FCR in C, i.e. between 2.90 and 3.01 had only the ranks 4, 18, 25, 30, and 40 in S, in which their FCR ranked from 2.68 and 5.03.

N'dri et al. (2006) suggested using fatness and growth curve parameters as criteria for indirect selection on FCR in C, with a better efficiency for selection on fatness. However, possible interactions were neglected in the former study. In order to be consistent with the practical constraints of 'Label rouge' chicken production, indirect selection for feed conversion must be done in either S or E environments. Furthermore, the regulation imposes the minimum age at slaughter to 81 d, and selection for increased final body weight is to proscribe. Consequently, indirect selection for FCR should not modify the age at slaughter and should not modify the final body weight. It discards BW or WG from the list of possible selection criteria as both are correlated to body weight at slaughter. Indirect selection, in S environment, on  $L_S$ ,  $K_S$ ,  $TI_S$ ,  $BRY_S$ ,  $LY_S$ , and  $AFY_S$  should lead to an expected response respectively equal to 41.6 %, 44.8 %, 38.4 %, 14.9 %, 79.3 %, and 35.5 % of the response expected when directly selecting on FCR. Similarly, indirect selection in E environment should also lead to an expected response respectively equal to 49.9 % for  $L_E$ , 64.7 % for  $K_E$ , 69.1 % for  $TI_E$ , 62.6 % for  $BRY_E$ , 52.9 % for  $LY_E$ , and 10.8 % for  $AFY_E$  of the response expected when directly selecting on FCR. The most interesting criterion was therefore not AFY as was concluded from the results in C environment but rather growth curve parameters or leg yield. However, if a carcass trait was chosen as selection criterion, the effective response will be decreased by as much as 30 % since selection would be performed on collaterals. It must be noticed that indirect selection of FCR in E environment using the TI parameter (inflection point) of the growth curve would provide the best response and would not modify greatly BWS or fatness, as these traits exhibited very low genetic correlations (-0.15 and 0.19 respectively for TI and K with BWS, 0.22 and -0.22 respectively for TI and K with AFY).

This study shows the importance of taking into account genotype by environment interactions in selection schemes for a type of production which is using free-range

conditions and high quality whole carcass products. Ignoring genotype by environment interactions would greatly limit the impact of an indirect selection for feed efficiency, and could even result in the choice of the wrong selection criterion. Furthermore, growth traits exhibited genotype by environment interactions between the selection and the production environments, which could suggest that data collected in the E environment should be included in the breeding values estimation of selection candidates.

## **5. ACKNOWLEDGMENTS**

This work has been supported by SASSO (Sélection de la Sarthe et du Sud-Ouest, Contract B04677).

## **6. REFERENCES**

- Barbato, G. F. 1991. Genetic architecture of growth curve parameters in chickens. *Theor. Appl. Genet.* 83:24-32.
- Beaumont, C., S. Guillaumin, P. A. Geraert, S. Mignon-Grasteau, and B. Leclercq. 1998. Genetic parameters of body weight of broiler chickens measured at 22°C or 32°C. *Br. Poult. Sci.* 39:488-491.
- Box, G. E. P., and D. R. Cox. 1964. An analysis of transformations. *J. Res. Stat. Soc.* 26:211-243.
- Bordas, A., and P. Mérat. 1984. Correlated response in a selection experiment on residual feed intake of adult Rhode Island Red cocks and hens. *Ann. Agric. Fenn.* 23:233-237.
- Bordas, A., M. Tixier-Boichard, and P. Mérat. 1992. Direct and correlated response to divergent selection for residual food intake in Rhode Island Red laying hens. *Br. Poult. Sci.* 33:741-754.
- Cahaner, A., and Z. Nitzan. 1985. Evaluation of simultaneous selection for live body weight and against abdominal fat in broilers. *Poult. Sci.* 64:1257-1263.
- Chambers, J. R. 1990. Quantitative genetics and selection. Pages 599-643 in *Poultry Breeding and Genetics*. R. D. Crawford, ed. Elsevier, Amsterdam, The Netherlands.

Goliomytis, M., E. Panopoulou, and E. Rogdakis. 2003. Growth curves for body weight and major component parts, feed consumption, and mortality of male chickens raised to maturity. *Poult. Sci.* 82:1061-1068.

Guill, R. A., and K. W. Washburn. 1974. Genetic changes in efficiency of feed utilisation of chicks maintaining body weight constant. *Poult. Sci.* 53:1146-1154.

Grossman M., B. B. Bohren, and V. L. Anderson. 1985. Logistic growth curve of chickens: a comparison of techniques to estimate parameters. *J. Hered.* 76:397-399.

Horst, P. 1985. Effects of genotype x environment interactions on efficiency of improvement of egg production. *Proc. 18th Poult. Sci. Symp. 1985, Edinburgh, UK:*147-156.

Jego, Y., B. Besbes, and J. L. Donal. 1995. Analyse de la variabilité génétique et de la réponse à la sélection dans deux lignées commerciales de poulets de chair. *Proc. 1st J. Rech. Avic., Angers, France:*125-127.

Knizetova, H., J. Hyanek, B. Knize, and J. Roubicek. 1991. Analyse of growth curves of fowl. I. Chickens. *Br. Poult. Sci.* 32:1027-1038.

Laird A. K., S. A. Tyler, and A. D. Barton. 1965. Dynamics of normal growth. *Growth* 29:233-248.

Le Bihan-Duval, E., N. Millet, and H. Réminon. 1999. Broiler meat quality: effect of selection for increased carcass quality and estimates of genetic parameters. *Poult. Sci.* 78:822-826.

Le Bihan-Duval, E., S. Mignon-Grasteau, N. Millet, and C. Beaumont. 1998. Genetic analysis of a selection experiment on increased body weight and breast muscle weight as well as on limited abdominal fat weight. *Poult. Sci.* 39:346-353.

Leclercq, B., G. Guy, and F. Rudeaux. 1989. Growth characteristics and lipid distribution in two lines of chickens selected for low or high abdominal fat. *Gen. Sel. Evol.* 21:69-80.

Lewis, P. D., G. C. Perry, L. J. Farmer, and R. L. S. Patterson. 1997. Responses of two genotypes of chicken to the diets and stocking densities typical of UK and "Label Rouge" production systems: I. Performance, behaviour and carcass composition. *Meat Sci.* 45:501-516.

Mignon-Grasteau, S., and C. Beaumont. 2002. Genetic parameters of growth curve in chickens. *Proc. 7th W. Cong. Genet. Appl. Livest., Montpellier, France:* 11-03.

Mignon-Grasteau, S., C. Beaumont, E. Le Bihan-Duval, J. P. Poivey, and H. De Rochambeau. 1999. Genetic parameters of growth curve parameters in male and female chickens. *Br. Poult. Sci.* 40:44-51.

N'dri, A. L., S. Mignon-Grasteau, N. Sellier, M. Tixier-Boichard, and C. Beaumont. 2006. Genetic relationships between feed conversion ratio, growth curve and body composition in slow growing chickens. *Br. Poult. Sci.*, 47: 273-280.

N'dri A. L., N. Sellier, C. Beaumont, M. Tixier-Boichard, and S. Mignon-Grasteau. 2004. Genotype by environment interaction on growth curve in chicken. *Proc. 22th W. Poult. Congr.*, 2004, Istanbul, Turkey: 155.

Neumaier, A., and E. Groeneveld. 1998. Restricted maximum likelihood of covariances in sparse linear models. *Gen. Sel. Evol.* 30:13-26.

Pym, R. A. E. 1990. Nutritional genetics. Pages 847-876 in *Poultry Breeding and Genetics*, R. D. Crawford, ed. Elsevier, Amsterdam, The Netherlands.

Pym, R. A. E., and P. J. Nicholls. 1979. Selection for food conversion in broilers: direct and indirect responses to selection for body weight gain, food consumption and food conversion ratio. *Br. Poult. Sci.* 20:73-86.

Quentin, M., I. Bouvarel, C. Berri, E. Le Bihan-Duval, E. Baeza, Y. Jégo, and M. Picard. 2003. Growth, carcass composition and meat quality responses to dietary concentrations in fast-, medium- and slow-growing commercial broilers. *Anim. Res.* 52:65-77.

Ricard, R. H. 1978. Indice de consommation et état d'engraissement de poulets appartenant à des souches sélectionnées sur la forme de la courbe de croissance. *Proc. 16th W. Poult. Cong.*, 1978, Rio de Janeiro, Brasil : 1786-1793.

SAS Institute. 1999. *SAS/STAT User's guide*. Version 8, SAS Inst., Inc., Cary, NC.

Sauveur, B. 1997. Les critères et facteurs de la qualité des poulets Label Rouges. *INRA Prod. Anim.* 10:219-226.

Tixier-Boichard, M., D. Boichard, E. Groeneveld, and A. Bordas. 1995. Restricted maximum likelihood estimates of genetic parameters of adult male and female Rhode Island Red chickens divergently selected for residual feed consumption. *Poult. Sci.* 74:1245-1252.

Van Der Horst, F. 1995. Réduction du taux de déclassement pour ampoules au bréchet chez le poulet label par limitation de la croissance au démarrage. *Sci. Tech. Avic.* 13:30-37.

Vereijken, A. L. J. 1992. Genetics of body conformation and breast meat yield in broilers. Proc. 19th W. Poult. Cong., Amsterdam, The Netherlands: 98-100.

Wang L., I. McMillan, and J. R. Chambers. 1991. Genetic correlations among growth, feed, and carcass traits of broilers sire and dam populations. Poult. Sci. 70:719-725.

**CONCLUSIONS DES ARTICLES 2 ET 3**







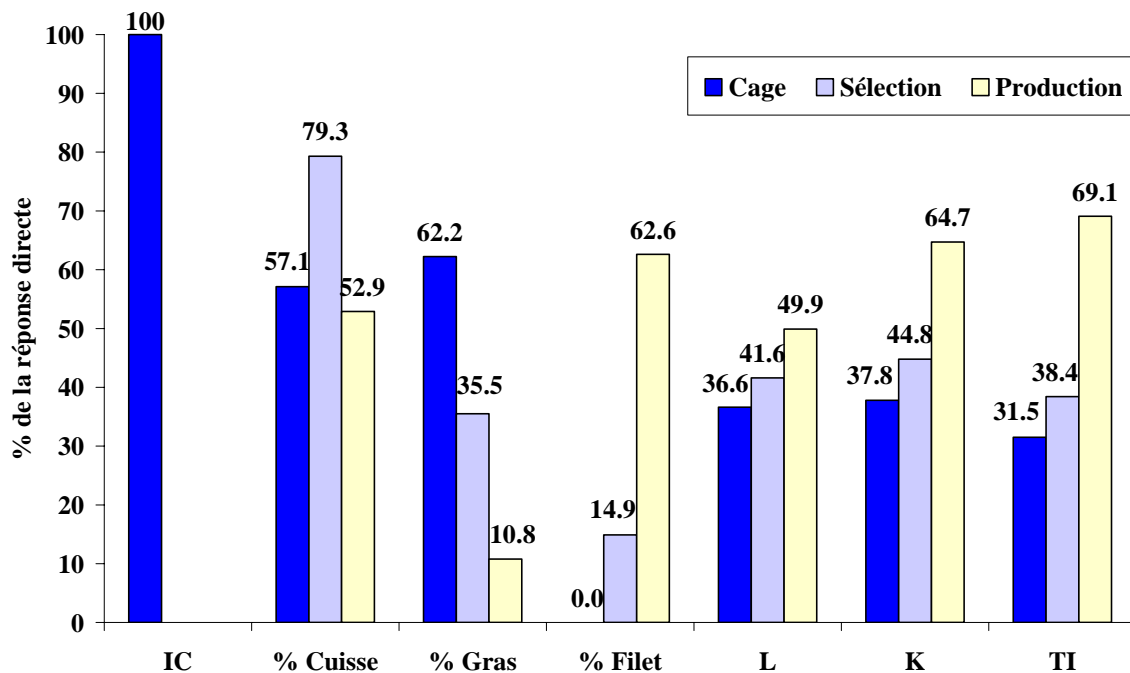
Notre étude a permis de détecter la présence d'interactions entre génotype et environnement significatives sur les principaux critères mesurés. En effet, les corrélations génétiques entre caractères mesurés dans le milieu de sélection, le milieu de production et le milieu cage sont significativement inférieures à 1, particulièrement pour les caractères de croissance (0.68 à 0.84). Ces corrélations sont cependant plus élevées pour les caractères de découpe (0.84 à 0.93). Cela implique que ces caractères sont partiellement gouvernés par des groupes de gènes différents dans les deux milieux. Cela a plusieurs implications pour le sélectionneur.

Tout d'abord, la corrélation génétique entre le poids à 8 semaines dans le milieu sélection et le poids à 12 semaines dans le milieu production est élevée ( $0.83 \pm 0.04$ ). Or, le sélectionneur utilise la mesure du poids à 8 semaines en milieu de sélection pour contrôler le poids à 12 semaines des poulets. Cette corrélation relativement élevée permet de justifier le maintien d'une sélection en claustration, en milieu plus facilement contrôlé.

De plus, si le sélectionneur souhaite améliorer les caractères de découpe sur ses animaux, il lui sera également possible de le faire sans changer de milieu de sélection, car les corrélations génétiques entre caractères de découpe mesurés dans les différents milieux sont très élevées.

En revanche, si le sélectionneur souhaite améliorer l'indice de consommation des animaux, les interactions entre génotype et environnement ne sont pas à négliger. En effet, la sélection directe de l'indice de consommation mesuré en cage est possible, l'héritabilité ayant été estimée à 0.33. Cette sélection est cependant contraignante, car elle implique de placer les animaux dans un milieu très éloigné de celui de la production. Notre étude a permis de montrer que la sélection indirecte était également possible, mais que le choix du critère de sélection indirect dépendait fortement de l'environnement de mesure. Ainsi, la plus forte réponse à la sélection en milieu cage était obtenue avec les paramètres de découpe, principalement le pourcentage de gras abdominal (62.15 % de la réponse directe, cf. figure 16) et le rendement en cuisse (57.2 % de la réponse directe). En revanche, si l'on mesurait les caractères dans les milieux de production et sélection, la plus forte réponse était obtenue avec le rendement en cuisse (79.3 % de la réponse directe) dans le milieu de sélection et les paramètres de la courbe de croissance K et TI (64.7 % et 69.1 % de la réponse directe, respectivement) dans le milieu de production. On peut également signaler que, dans cette production, il n'est pas possible de modifier le poids à l'abattage, l'âge à l'abattage étant fixé par la législation. Ainsi, certains caractères potentiels de sélection sont-ils éliminés, car trop corrélés génétiquement au poids à l'abattage, comme le rendement en cuisse (+0.91). A

l'opposé, les corrélations génétiques entre poids à l'abattage et paramètres de la courbe de croissance comme K et TI sont plus faibles (+0.19 et -0.15, respectivement), ce qui permettrait de sélectionner K et TI sans modifier le poids à l'abattage.



**Figure 16.** Réponses directes et indirectes à la sélection de l'indice de consommation dans le milieu « cage », « sélection » ou « production ».

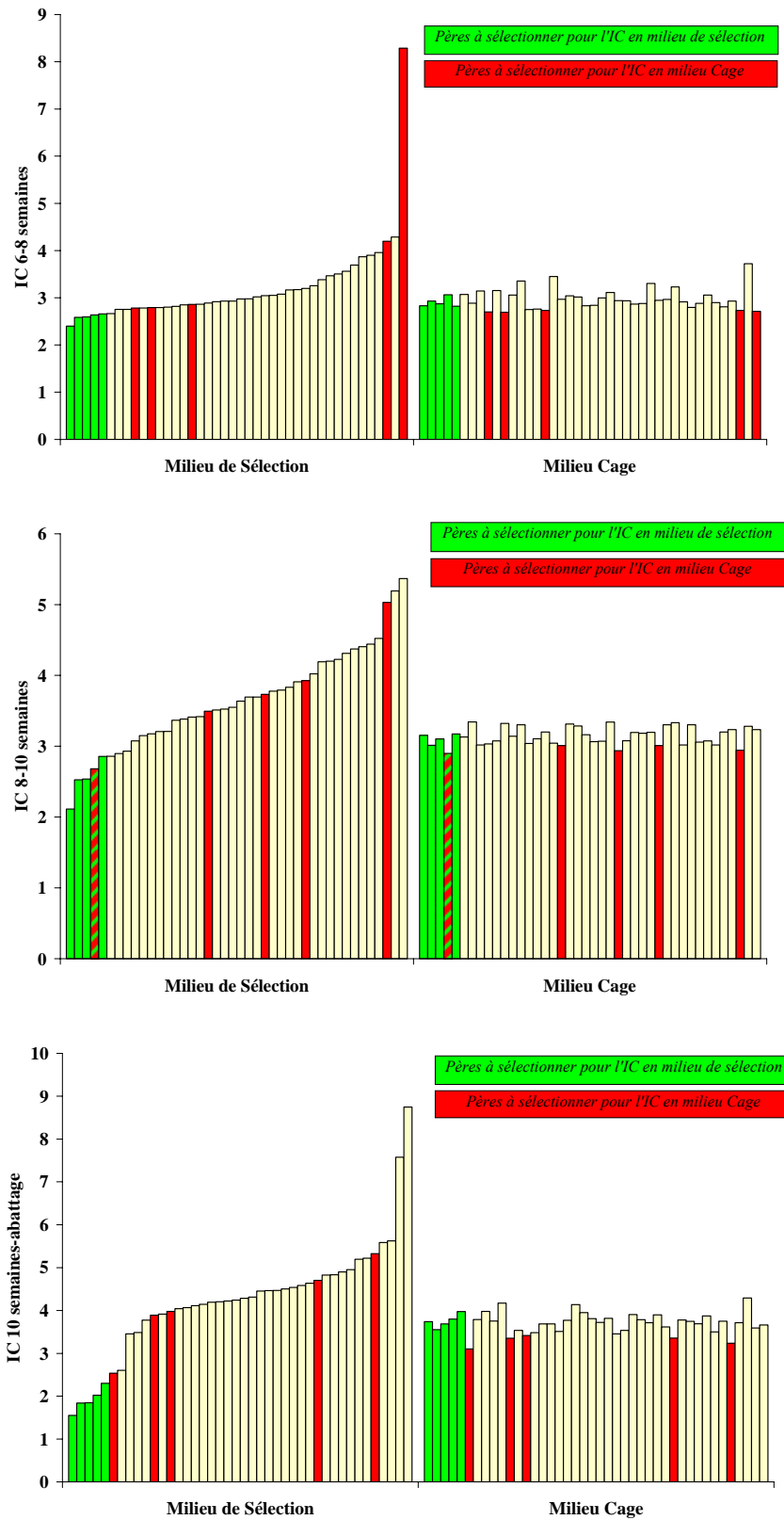
La solution idéale consisterait cependant à sélectionner sur l'indice de consommation mesuré directement au sol. Cela permettrait d'avoir des mesures individuelles qui tiendraient compte de certaines variables qui, comme l'activité de l'animal, influencent sensiblement l'indice de consommation, mais sont très réduites en cage. Des systèmes de mesure de l'indice de consommation au sol commencent à se développer. Cependant, dans notre étude, nous avons essayé de mesurer l'indice de consommation au sol, dans le milieu de sélection, par famille de père. La consommation est plus élevée en milieu de sélection qu'en cage, entre 6 et 8 semaines et après 10 semaines. L'indice de consommation est similaire dans les deux milieux entre 6 et 8 semaines, mais augmente plus rapidement ensuite dans le milieu de sélection (cf. tableau 33). En revanche, la variabilité est considérablement plus élevée au sol qu'en cage. Ainsi, les coefficients de variation de l'indice moyen par père sont, respectivement en milieu de sélection et en cage, égaux à 28.6 % et 7.2 % entre 6 et 8 semaines, à 19.7 % et 4.0 % entre 8 et 10 semaines et à 32.0 % et 6.4 % entre 10 semaines et l'abattage.

**Tableau 33.** Consommations alimentaires et indices de consommation moyens dans les trois milieux.

	Age (semaines)	Milieux		
		Cage	Production	Sélection
		<i>Moyenne individuelle</i>	<i>Moyenne du troupeau</i>	<i>Moyenne par père</i>
Consommation (g)	6-8	1087 ± 170	1349	1484 ± 204
	8-10	1657 ± 260	1723	1654 ± 321
	10-abattage	593 ± 148	1281	807 ± 203
Indice de consommation	6-8	2.96 ± 0.73	2.89	2.99 ± 0.39
	8-10	3.15 ± 0.40	3.46	3.61 ± 0.74
	10-abattage	3.73 ± 0.96	3.84	4.26 ± 1.40

L'une des raisons de ces différences peut être le comportement alimentaire avec un gaspillage très variable observé selon les pères en milieu sélection. On sait aussi que le comportement alimentaire a été modifié par la sélection de l'efficacité alimentaire (la consommation résiduelle) dans d'autres lignées, chez le porc et la volaille.

Cela peut aussi expliquer que les corrélations de rang entre valeurs de père pour l'indice de consommation en milieu de sélection ou en cage soient très faibles (-0.05 entre 6 et 8 semaines, -0.08 entre 8 et 10 semaines et -0.23 entre 10 et 11 semaines). Les classements des pères sont donc très différents selon que l'on considère l'indice mesuré au sol ou en cage. Par exemple, entre 6 et 8 semaines, si l'on désire sélectionner des pères en milieu de sélection, on va retenir les mâles figurant en vert dans le graphique (cf. figure 17). Ces animaux présentent un IC au sol variant entre 2.11 et 2.85. En cage, ils se classent seulement 10<sup>ème</sup>, 11<sup>ème</sup>, 15<sup>ème</sup>, 21<sup>ème</sup> et 33<sup>ème</sup>, avec des valeurs d'indice variant entre 2.90 et 3.17, soit 3 à 12 % de moins que le 5<sup>ème</sup> meilleur mâle en cage. A l'opposé, sélectionner les 5 meilleurs mâles sur leurs performances en cage conduirait à retenir les mâles figurant en rouge dans le graphique (cf. figure 17), dont les performances varient de 2.69 à 2.73 en cage, mais de 2.78 à 8.29 au sol, deux d'entre eux étant mêmes classés 40<sup>ème</sup> et 42<sup>ème</sup> (sur 42). On aurait donc, en cage, retenu deux des plus mauvais mâles pour l'indice de consommation au sol.



**Figure 17.** Sélection des pères sur l'indice de consommation entre 6 et 8 semaines, entre 8 et 10 semaines ou entre 10 et 11 semaines en milieu de sélection ou en cage.

De même (cf. figure 17), seul l'un des 5 meilleurs mâles pour l'indice de consommation de 8 à 10 semaines serait retenu par une sélection en milieu cage. En effet, hormis le père 36 qui se classe 4<sup>ème</sup> en milieu de sélection et 1<sup>er</sup> en milieu cage, ces mâles ne se classent que 6<sup>ème</sup>, 19<sup>ème</sup>, 23<sup>ème</sup> et 25<sup>ème</sup> en milieu cage. En revanche, à cette période, le coefficient de variation de l'indice en cage étant relativement faible (4.0 %), les performances en cage des pères bien classés en milieu de sélection seraient relativement proches de celle du 5<sup>ème</sup> mâle en milieu (+0.1 à +5.0 % d'indice). A l'opposé, la variabilité entre individus est beaucoup plus forte en milieu de sélection (CV de 19.7 %), et hormis le père 36, les mâles qui seraient retenus en milieu cage présentent des performances plus médiocres en milieu de sélection (de 22 % à 76 % moins bonnes que celles du 5<sup>ème</sup> en milieu de sélection).

**DISCUSSION ET CONCLUSION GENERALES**







Jusqu'à présent, la sélection animale avait uniquement visé à augmenter les performances mesurées dans le milieu de sélection, qui est particulièrement bien contrôlé. La possibilité de l'existence d'interactions entre génotype et environnement avait été souvent négligée. Or, l'évolution actuelle des productions avicoles ne permet plus de maintenir ce schéma. En effet, les animaux sélectionnés en Europe et en Amérique sont exportés dans le monde entier, dans des conditions d'élevage et de climat très variables. La production se développe tout particulièrement dans des pays émergents à climat chaud, principalement la Chine et le Brésil, respectivement 2<sup>ème</sup> et 3<sup>ème</sup> producteurs mondiaux derrière les Etats-Unis et les pays africains. Cela explique vraisemblablement pourquoi l'interaction génotype×environnement relative à la tolérance à la chaleur a été la plus étudiée (Geraert, 1995). Elle a été l'objet d'une de nos études. Dans les pays tempérés, la diversification des modes d'élevage s'accroît également, avec une gamme de productions allant du poulet standard à croissance rapide élevé en claustration à l'élevage biologique ou label, dans des conditions beaucoup plus extensives. Sont alors à considérer d'autres types d'interactions, avec la nutrition (Leenstra, 1989 ; Shalev et Bornstrein, 1989 ; Cahaner et coll., 1995) ou le système d'élevage (Sorensen, 1989). C'est ce que nous avons recherché dans les études d'interaction entre systèmes d'élevage chez le poulet label, ou entre génotype et photopériode chez la poule pondeuse. Dans le cas de la production de poulets label, milieu de sélection et de production sont très différents, ce qui renforce la probabilité d'observer des interactions entre génotype et milieu. De fait, dans notre étude, les corrélations génétiques estimées pour un même caractère mesuré dans 3 milieux plus ou moins extensifs ont montré la présence d'interactions entre génotype et environnement pour les caractères de croissance et de composition corporelle. Ces caractères sont donc gouvernés par des groupes de gènes partiellement différents selon le milieu. Par contre, dans l'étude des poules pondeuses Gauloise, nous n'avons observé que très peu d'interactions peut-être parce que les différences entre les génotypes et/ou entre les environnements, étaient faibles. En effet, selon Verrier (2002) et Wilson (1974), les interactions sont plus fréquentes si les différences entre milieux ou entre génotypes sont bien tranchées. Dans notre cas, les deux génotypes, bien que présentant des performances nettement différentes, restent deux races traditionnelles à faible performance zootechnique, nettement plus proches l'une de l'autre qu'elles ne le sont de génotypes commerciaux de poules pondeuses. La faiblesse de leurs performances peut également être reliée à l'absence d'interaction, les génotypes à fortes performances étant généralement plus sensibles aux changements d'environnement. Néanmoins, nous avons observé dans cette

étude un changement de rang des pères entre milieux, les meilleurs dans le milieu de production n'étant pas classés parmi les meilleurs dans le milieu plus intensif, proche des milieux utilisés en sélection.

Actuellement, l'augmentation de la masse des connaissances du génome permet d'envisager l'utilisation de certains gènes particuliers pour améliorer l'adaptation à un milieu donné. A l'heure actuelle, cela ne peut concerner que des gènes majeurs, comme le gène Na, mais on peut envisager à l'avenir d'effectuer une sélection assistée par marqueur pour des QTL. L'utilisation possible du gène Cou Nu faisait donc l'objet d'une 1<sup>ère</sup> étude d'interaction entre génotype et température. Dans notre étude, l'effet du gène Na sur la composition corporelle des poulets à croissance lente est conservé, mais n'entraîne pas ou peu d'effet sur la résistance à la chaleur, au moins dans les conditions observées. Cette étude a également confirmé que les poulets de type label (à croissance lente) sont mieux adaptés aux pays à climat chaud que les poulets de chair à croissance rapide, mettant ainsi en exergue l'importance du fond polygénique, qui sans doute s'avère différent entre les deux souches. L'introduction du gène Na pour améliorer la thermotolérance ne se justifierait donc que dans le cadre de l'utilisation de génotypes à croissance rapide. L'importance du fond polygénique dans la détermination des caractères quantitatifs augmente la difficulté de détection des QTL contrôlant l'interaction entre génotype et environnement, à moins qu'ils n'aient un effet important (Lin et Togashi, 2002). Des programmes de recherche ont déjà permis de mettre en évidence, chez les plantes, des différences d'expression de QTL selon l'environnement. Des différences d'expression de gènes en fonction du génotype ou de l'âge peuvent également exister (Lin et Togashi, 2002).

## **COMMENT INTEGRER LA NOTION D'INTERACTIONS GENOTYPE-ENVIRONNEMENT EN SELECTION ?**

L'intégration en sélection des interactions entre race et environnement, entre individu et environnement ou entre gène et environnement nécessite plusieurs étapes.

Il faut tout d'abord *détecter les interactions*, ce qui implique comme préalable une mesure très précise du phénotype. Pour ce faire, on dispose de plusieurs méthodes. La méthode classique d'analyse de variance est généralement utilisée dans les études d'interaction génotype×environnement où le génotype est représenté par des souches, races

ou lignées alors que l'estimation des corrélations génétiques entre milieux est utilisée pour les interactions dans lesquelles le génotype est représenté par des familles de père ou des individus (Lin et Togashi, 2002). L'utilisation de la première méthode nécessite la présence d'au moins deux génotypes et d'au moins deux environnements alors que la deuxième peut porter sur des représentants pedigree d'un seul génotype présent dans deux milieux. L'estimation de la corrélation intra-classe fournit, à partir des analyses classiques de la variance, un degré moyen de corrélation (Hartmann, 1989). L'analyse multivariée permet de calculer des corrélations génétiques entre toutes les paires de milieux possibles, la moyenne de ces corrélations mesurant la stabilité génétique (Lin et Togashi, 2002). Plus la corrélation génétique moyenne sera grande, plus la stabilité génétique pour ce génotype sera grande. On considère en général qu'il y a une réelle interaction, avec une signification biologique, lorsque la corrélation génétique entre milieux est inférieure à 0.80 (Robertson, 1959). L'utilisation de ces méthodes rencontre néanmoins ses limites quand l'on se trouve en présence de plus de 3 à 5 milieux ou génotypes (Robertson, 1959). Dans ce cas, on peut proposer, de réaliser comme en sélection végétale, une analyse préalable de regroupement ou clustering. Cette méthode permet de classer les génotypes et milieux en sous-groupes se ressemblant. Les possibilités de sélection ne sont ensuite étudiées que pour les génotypes et les milieux les plus représentatifs des classes ainsi déterminées. Cela suppose bien entendu que l'on considère que les environnements et les caractères mis en jeu soient fixes et n'évoluent pas. La consanguinité des variétés végétales renforcerait cette stabilité qui ne pourrait être retrouvée en productions animales. Il faut également signaler que la présence d'interaction peut se traduire par une différence de variance entre milieux, et non seulement par une différence de moyenne. Cela a par exemple été observé chez les bovins laitiers (Calus et coll., 2002) qui ont estimé que la variance due à l'interaction entre milieux représentait au moins 2.5 % de la variance phénotypique totale.

Il faut ensuite **choisir le caractère à sélectionner**. Il existe en effet des caractères qui sont plus sensibles aux interactions que d'autres. Les caractères fortement héréditaires ont une part de variance attribuable à l'environnement relativement faible, et sont donc peu sensibles aux interactions entre génotype et environnement. Dans notre étude des possibilités de sélection de l'indice de consommation des poulets label, il est clair que les caractères de découpe sont moins sensibles aux variations de l'environnement que les caractères de croissance ou de consommation alimentaire. Si on décide de ne pas changer le milieu de sélection, il faut donc se restreindre à un ou des critère (s) de sélection peu sensible (s) aux variations de l'environnement. En revanche, si l'on peut se placer au plus

près des conditions d'élevage, on peut retenir des critères dont l'expression varie en fonction de l'environnement.

Il faut également *choisir l'environnement dans lequel est pratiquée la sélection*. Ce choix doit être fonction de la destination des génotypes. Par exemple, dans le cas des poulets label, notre étude a montré que la sélection sur le poids à 8 semaines d'animaux élevés en claustration apportait une réponse satisfaisante à l'objectif de maintien du poids à 12 semaines en milieu extérieur, car la corrélation génétique entre ces deux caractères était élevée (0.82). En revanche, l'étude dans ce même génotype, des possibilités de sélection de l'indice de consommation a montré que la sélection n'apportait pas du tout les mêmes réponses selon qu'elle soit menée en cage individuelle, en milieu de sélection ou de production. Les pères n'étaient pas classés de la même manière sur leur valeur phénotypique pour l'indice de consommation dans les milieux cage et sélection. De plus, les critères indirects à retenir pour la sélection de l'indice différaient selon le milieu dans lequel étaient réalisées les mesures, cage (composition corporelle) ou production (courbe de croissance). Cela est cohérent avec d'autres expériences, comme celle de Craig et Muir (1996a, b) qui ont montré que des poules pondeuses sélectionnées en cage individuelle étaient particulièrement mal adaptées à la vie en cage multiple, tant en terme de production que de comportement, par rapport à celles sélectionnées en cages multiples. Dans le cas où les environnements sont peu nombreux, on peut également envisager une sélection en navette, consistant à sélectionner une année dans un environnement donné, puis la suivante dans un environnement différent. Cela aura pour conséquence un progrès génétique moins rapide dans chacun des deux milieux, mais évitera une mauvaise adaptation à l'un des deux milieux. Cependant, si l'interaction est forte ou croisée, on court le risque de faire du « sur place », en perdant dans le milieu A à la génération n+1 les progrès réalisés à la génération n dans le milieu B.

Cependant, si un même génotype est utilisé dans des environnements très différents, on ne peut multiplier les environnements de sélection. Or, le nombre d'environnements possibles peut être très élevé. La présence d'interaction triple entre le génotype, le sexe et la température observée sur certains caractères (dans notre étude de résistance à la chaleur) montre que l'on peut aisément complexifier le modèle. Il faudrait dans ce cas proposer un schéma et un environnement de sélection différent pour les deux sexes, ce qui deviendrait rapidement très complexe à gérer. De plus, dans la plupart des cas, un environnement ne peut se résumer à une seule caractéristique. Dans notre étude de résistance à la chaleur, les variations d'hygrométrie n'ont pas pu être prises en compte dans

l'étude, bien qu'elles aient une grande importance dans l'applicabilité des résultats en sélection. Il faudrait donc pouvoir sélectionner les animaux en climat chaud et sec ou chaud et humide, pour couvrir les différents climats chauds possibles. Synthétiser l'information est donc un préalable à la modification des schémas de sélection. Là encore, l'analyse de regroupement peut fournir une réponse en permettant d'identifier les déterminants majeurs de variabilité des environnements.

Cependant, toutes ces méthodes visent à obtenir *un animal bien adapté à un ou plusieurs milieux*. Pour s'affranchir complètement des interactions entre génotype et environnement, il faudrait pouvoir sélectionner des animaux à forte capacité d'adaptation, ou *robustes aux variations environnementales*. C'est l'approche proposée dans la méthode des normes de réaction. Il consiste à classer les différents environnements possibles en fonction d'une ou plusieurs variables continues, déterminant le caractère plus ou moins optimal de l'environnement. La courbe d'évolution du génotype ou de l'individu est ensuite tracée. On retient alors l'animal ou le génotype pour lequel la pente de la régression entre performance et milieu est la plus faible, c'est-à-dire celui qui est le plus stable en présence de variations environnementales. La puissance de détection des interactions entre génotype et environnement par la méthode des normes de réaction est meilleure lorsque le caractère est fortement héritable, mais les interactions peuvent néanmoins exister pour des caractères moins héréditaires, comme en témoigne notre analyse intra-père des performances des Gauloises Dorées.

Enfin, il ne faut pas oublier qu'en aviculture, les animaux commerciaux sont les produits de croisements entre lignées pures alors que dans nos études, les animaux utilisés étaient issus de lignées parentales pures (sauf pour les Gauloises Noires). Il convient donc de valider les résultats sur les croisements commerciaux, avant une éventuelle application. Ce qui ne devrait guère modifier les résultats puisque les animaux croisés présentent théoriquement une meilleure vigueur hybride et une meilleure adaptabilité. L'intensité de la vigueur hybride est cependant liée au caractère plus ou moins extrême de l'environnement. Ainsi, Chen et coll. (2004) ont-ils montré que l'hétérosis était présent pour la plupart des caractères de ponte à 22°C, mais qu'il ne s'exprimait que sur un petit nombre de caractères à 32°C, c'est-à-dire sur la longueur des tarse et barbillons, la température corporelle et la longueur des séries de ponte, mais pas sur la masse d'œufs exportée, ou la consommation alimentaire.

Enfin, on peut signaler qu'en bovins laitiers, la stratégie de sélection, en présence d'interactions entre génotype et environnement, consisterait à estimer les valeurs

génétiques dans les différents environnements, puis à utiliser des taureaux différents selon les environnements d'utilisation de leurs descendants. A l'opposé, dans les schémas de sélection avicole, on utilise des lignées fermées comprenant un petit nombre de familles. On sélectionne donc plutôt les meilleurs descendants de chaque famille plutôt que les meilleures familles. On ne peut donc aisément supprimer des familles entières, sous peine d'augmenter rapidement la consanguinité. Cela a probablement contribué à limiter jusqu'à présent l'impact des interactions entre génotype et environnement en maintenant une variabilité génétique importante. A l'avenir cependant, cette stratégie pourrait s'avérer insuffisante face à l'augmentation de la diversité des environnements d'élevage des descendants des reproducteurs d'une même souche.

### **ADAPTABILITE DES DIFFERENTES ETUDES DANS UN PAYS TROPICAL**

L'environnement regroupe un grand nombre de paramètres dans l'étude des interactions entre génotype et environnement. Dans ce travail de thèse, nous avons étudié les systèmes de production (extensif vs. intensif), les conditions environnementales, en occurrence la chaleur et la photopériode. Ces environnements ne sont qu'en partie représentatifs de ceux que nous pouvons rencontrer dans un élevage avicole, particulièrement dans les pays tropicaux où l'aviculture connaît un essor remarquable. En effet, dans les pays développés, l'amélioration des performances en aviculture s'est faite en même temps avec une amélioration de l'alimentation, des conditions d'élevages, de l'hygiène et de la prophylaxie des animaux. Ces facteurs sont moins bien maîtrisés dans les pays en voie de développement, particulièrement la qualité de l'eau, d'où une forte pression pathogène. Les facteurs climatiques (hygrométrie et température) y sont également plus difficiles. Enfin, des facteurs non contrôlés comme les conditions sociales influencent aussi les performances. Cela peut suffire à réduire fortement voire annuler les résultats de certaines expériences. Ainsi, si l'on sait qu'en conditions contrôlées, les animaux cou nu ont un avantage de croissance au chaud, une étude menée à Taiwan a révélé que les poulets cou nu ne présentent plus d'avantage de croissance lorsqu'ils sont élevés en conditions réelles c'est-à-dire à température élevée et humide avec une pression pathogène forte due à la mauvaise qualité de l'eau (Tixier-Boichard, communication personnelle).

Jouer sur certaines caractéristiques de ces environnements dans les études d'interactions entre génotype et environnement ne peut donc certainement pas suffire à mimer les conditions des pays tropicaux vu la multitude des environnements. Il importe d'identifier les caractéristiques déterminantes, qui vont solliciter au maximum les capacités d'adaptation de l'environnement. Par exemple, pour la Côte d'Ivoire, on peut probablement envisager une combinaison de chaleur, d'humidité et d'eau non traitée pour mimer la pression pathogène.

- **Type génétique pour le développement de l'aviculture en pays chaud ?**

Selon les études menées dans ce travail, le type génétique recommandé pour le développement de l'aviculture en pays chaud est certainement le poulet de chair à croissance lente utilisé dans la production du poulet "label". En effet, d'après nos résultats sur l'expérimentation des animaux en présence ou en absence de chaleur, même si les poulets à croissance rapide utilisés dans notre étude voient leur poids de carcasse augmenter au chaud (+5.9 g) par rapport aux animaux de souche label (+1.1 g), ils montrent une résistance du point de vue physiologique moindre et une qualité de la viande relativement dégradée par la chaleur. A la fin de l'expérience, leur taux de mortalité, deux fois plus élevé que celui des labels aboutit à une quantité de viande produite par jour équivalente dans les 2 génotypes, mais dans des conditions éthiques bien plus acceptables avec les poulets labels. Cependant, dans les deux cas, ces génotypes proviennent d'entreprise de sélection de pays tempérés. Or, si comme dans la plupart des pays en développement, la Côte d'Ivoire produit essentiellement des volailles sélectionnées importées d'Europe et d'Amérique (avec des techniques d'élevage propres à ces régions), elle dispose également de races locales généralement peu productives mais bien adaptées aux conditions difficiles. Cela peut être expliqué par le fait que l'animal utilise ses ressources limitées prioritairement pour sa survie plutôt que pour sa production, à l'opposé des génotypes à forte croissance. Ce vivier important n'a malheureusement pas encore fait l'objet d'études scientifiques visant à les caractériser pour les sélectionner. Devant le problème que posent les interactions entre génotype et environnement, on assiste à une prise de conscience des autorités et des acteurs de l'aviculture qui initient des projets de caractérisation des races locales, première étape à leur utilisation plus massive.

- **Comment raisonner le choix entre les races locales, les souches commerciales des pays tempérés ou des types génétiques résultants du croisement entre les deux ?**

Suite à la caractérisation, améliorer ces animaux de race locale par sélection prendra du temps mais sera certainement bénéfique dans le futur. On peut également envisager d'améliorer ces souches plus vite par croisement avec des souches commerciales des pays tempérés. Les poulets de type label, qui ressemblent fortement à ces poulets de race locale du point de vue de la couleur du plumage pourraient être intéressants, les poulets de race locale apportant leur résistance aux pathogènes locaux et les labels leur vitesse de croissance.

- **Dans quel milieu élever les animaux qui pourraient constituer un troupeau pépinière ou un noyau de sélection et de diffusion ?**

On ne peut malheureusement apporter de réponse générale à cette question. A priori, on admet d'ordinaire qu'il est préférable de sélectionner les animaux en milieu favorable pour qu'ils expriment leur potentiel génétique et qu'on puisse sélectionner sans erreur les meilleurs candidats. Cela dévient faux si la caractéristique à mesurer est la capacité de s'adapter ou même la survie, qui s'exprimera au contraire en milieu défavorable. Ainsi il serait logique de sélectionner les animaux destinés à des pays tropicaux dans des environnements présentant les mêmes climats (chaud). Selon nos résultats, les poulets de chair à croissance rapide devraient être sélectionnés au chaud vu les résultats physiologiques et de la qualité de la viande alors que les poulets label peuvent être sélectionnés sous le climat tempéré pour un élevage au chaud. En effet leurs performances zootechniques et physiologiques restent identiques dans les deux types de climat, chaud et normal. Dans ce cadre, la production à partir d'animaux croisés entre poulets industriels sélectionnés en milieu favorable en pays tempéré et de poulets issus de races locales et sélectionnés en conditions "réelles" pourrait être une alternative intéressante, tout en étant conscient que les progrès génétiques qui pourront être réalisés par une sélection en conditions très différentes et variables seront nécessairement limités.





## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES





1. Abbott U.K., Asmundson V.S. (1957) Scaleless, an inherited ectodermal defect in domestic fowl. *J. Hered.* 48, 63-70.
2. Abbott U.K., Asmundson V.S. (1962) Response to selection under severe environmental stress. *12<sup>th</sup> W. Poult. Cong.*, Sydney, Australia, 10-18 August 1962, 30-36.
3. Abdallah A.G., Harms R.H., El-Hussein O. (1993) Various methods of measuring shell quality in relation to percentage of cracked eggs. *Poult. Sci.* 72, 2038-2043.
4. Abdellatif A., Horst P. (1994) Influence of naked neck (Na), Frizzle (F) and dwarf (dw) genes on the performance of laying hens raised under high altitude conditions. *Assiut J. Agric. Sci.* 25, 287-303.
5. Abdel-Rahman A., El-Hammady H.Y. (2000) Effect of frizzle (F) and naked neck (Na) genes on productive adaptability of German genotypes as compared with local chickens under subtropical conditions. *Assiut J. Agric. Sci.* 31, 189-207.
6. Adam C.J., Bell D.D. (1980) Predicting poultry egg production. *Poult. Sci.* 59, 937-938.
7. Aho P.W., Timmons M.B. (1985) Simulation of heavy broiler production in areas of high or moderate summer temperature. *Poult. Sci.* 64, 1623-1627.
8. Al-Batshan H.A. (2002) Performance and heat tolerance of broilers as affected by genotype and high ambient temperature. *Asian-Aust. J. Anim. Sci.* 19, 1502-1506.
9. Al-Batshan H.A., Hussein E.O.S. (1999) performance and carcass composition of broilers under heat stress: 1. The effect of dietary energy and protein. *Asian-Aus. J. Anim. Sci.* 12, 914-922.
10. Ali A., Cheng K.M. (1985) Early egg production in genetically blind (rc/rc) chickens in comparison with sighted (Rc<sup>+</sup>/rc) controls. *Poult. Sci.* 64, 789-794.
11. Ali K.O., Katule A.M., Syrstad O. (2000) Genotype × environment interaction in growing chickens: comparison of four genetic groups on two rearing systems under tropical conditions. *Acta Agric. Scand. Anim. Sci.* 50, 65-71.
12. Alihussain-Gadhia S., Horst P., Mukherjee T.K. (1983) Genotype × environment interaction in laying hens housed in temperate (Germany) and tropical (Malaysia) locations. New strategies for improving animal production for human welfare. *5<sup>th</sup> W. Conf. Anim. Prod.*, Tokyo, Japon, 14-19 August 1993; 2, 105-106.
13. Anonyme (2004) Les prévention du coup de chaleur en aviculture. *Sciences et Techniques Avicoles*, Hors série, mai 2004.

14. Anthony N.B., Dunnington E.A., Siegel P.B. (1989) Egg production and egg composition of parental lines and F1 and F2 crosses of White Rock chickens selected for 56-day body weight. *Poult. Sci.* 68, 27-36.
15. Arad Z., Marder A.J. (1982a) Comparative thermoregulation of four breeds of fowls (*Gallus Domesticus*), exposed to a gradual increase of ambient temperatures. *Comp. Biochem. Physiol.* 72, 179-184.
16. Arad Z., Marder A.J. (1982b) Effect of long-term heat acclimatization on the thermoregulatory mechanisms of the desert Sinai and the white leghorn fowls (*Gallus Domesticus*). *Comp. Biochem. Physiol.* 72, 185-190.
17. Arad Z., Marder A.J. (1982c) Strain differences in heat resistance to acute heat stress, between the bedouin desert fowl, the white leghorn and their crossbreeds. *Comp. Biochem. Physiol.* 72, 191-193.
18. Arieli A., Meltzer A., Berman A. (1980) The thermoneutral temperature zone and seasonal acclimatisation in the hen. *Br. Poult. Sci.* 21, 471-478.
19. Banerjee A.K., Bordas A., Mérat P. (1982) Sex linked dwarf (*dw*) gene in White Leghorn laying hens under normal or hot temperature. *Ann. Génét. Sél. Anim.* 14, 135-160.
20. Barbato G.F. (1991) Genetic architecture of growth curve parameters in chickens. *Theor. Appl. Genet.* 83, 24-32.
21. Barbato G.F. (1995) Genetics of the growth curve in poultry: physiological implications. *2<sup>nd</sup> Eur. Poult. Breed. Roundtable*, Landbrugs, 6-8 September 1995, 73, 153-166.
22. Barlow R. (1985) An introduction to interaction between genotype and environment. 5<sup>th</sup> Conf of Australian Association of Animal Breeding and Genetics, Sydney, 26-28 August 1985, 1, 33-39.
23. Barua A., Howlider M.A.R., Yoshimura Y. (1998) A study on the performance of Fayoumi, Rhode Island Red and Fayoumi x Rhode Island Red chickens under rural condition of Bangladesh. *Asian-Aus. J. Anim. Sci.* 11, 635-641.
24. Bastiaens A., Deroanne C., Carletti G., Zayan R. (1991) Influence of age, strain and breeding method on the eating quality of broiler chickens. *37<sup>th</sup> Int. Congr. Meat Sci. Technol.*, Kulmbach (Germany) 1, 37-43.
25. Beaumont C., Guillaumin S., Geraert P.A., Mignon-Grasteau S., Leclercq B. (1998) Genetic parameters of body weight of broiler chickens measured at 22 degrees C or 32 degrees C. *Br. Poult. Sci.* 39, 488-491.

26. Beaumont C., Le Bihan-Duval E., Juin H., Magdelaine P. (2004) Productivité et qualité du poulet de chair. *INRA Prod. Anim.* 17, 265-273.
27. Becker W.A., Spencer J.V., Mirosh L.W., Verstrate J.A. (1984) Genetic variation of abdominal fat, body weight, and carcass weight in a female broiler line. *Poult. Sci.* 63, 607-611.
28. Benabdeljelil K., Mérat P. (1992) Test de types génétiques pour une production avicole locale au Maroc. *INRA Prod. Anim.* 5, 173-178.
29. Benoit J. (1935) Rôle des yeux dans l'action stimulante de la lumière sur le développement testiculaire chez le canard. *C. R. Soc. Biol.* 118, 669.
30. Benoit J. (1964) The role of the eye and of the hypothalamus in the photostimulation of gonads in the duck. *Ann. N. Y. Acad. Sci.* 117, 204-217.
31. Benoit J. (1970) Etude de l'action des radiations visibles sur la gonadostimulation et de leur pénétration intracrânienne chez les oiseaux et les mammifères. In : Benoit J. et Assenmacher I. Eds. La photorégulation de la reproduction chez les oiseaux et les mammifères. *Colloques Internationaux du Centre National de la Recherche Scientifique*, Paris, 172, 121-146.
32. Berman A. (1973) Homeothermy and growth rate in the fowl. *Br. Poult. Sci.* 319-328.
33. Bhatti B.M., Morris T.R. (1978) Entrainment of oviposition in the fowl using light-dark cycles. *Br. Poult. Sci.* 19, 333-340.
34. Bhatti B.M., Morris T.R. (1988) Model for the prediction of mean time of oviposition for hens kept in different light and dark cycles. *Br. Poult. Sci.* 29, 205-213.
35. Bohren B.B., Rogler J.C., Carson J.R. (1982) Survival under heat stress of lines selected for fast and slow growth at two temperatures. *Poult. Sci.* 61, 1804-1808.
36. Bonnet S.P., Geraert P.A., Lessire M., Carré B., Guillaumin S. (1997) Effect of high ambient temperature on feed digestibility in broilers. *Poult. Sci.* 76, 857-863.
37. Bordas A., Mérat P. (1984a) Correlated response in a selection experiment on residual feed intake of adult Rhode Island Red cocks and hens. *Ann. Agric. Fenn.* 23, 233-237.
38. Bordas A., Mérat P. (1984b) Effects of the naked neck gene on traits associated with egg laying in a dwarf stock at two temperatures. *Br. Poult. Sci.* 25, 195-207.
39. Bordas A., Mérat P., Sergent D., Ricard F.H. (1978) Influence of the Na (naked neck) gene on growth, feed consumption and body composition of chicken according to environmental temperature. *Ann. Génét. Sél. Anim.* 10, 209-231.

40. Bordas A., Brillard J.P., Coquerelle G., Mérat P., Monvoisin J.L. (1992a) Influence du gène « Cou nu » et de la fréquence des inséminations sur les performances de reproduction des poules selon la température ambiante. *Arch. Geflügelkfd.* 57, 136-141.
41. Bordas A., Tixier-Boichard M., Mérat P. (1992b) Direct and correlated response to divergent selection for residual food intake in Rhode Island Red laying hens. *Br. Poult. Sci.* 33, 741-754.
42. Bordas A., Minvielle F. (1997) Réponse à la chaleur de poules pondeuses issues de lignées sélectionnées pour une faible (R-) ou forte (R+) consommation alimentaire résiduelle. *Genet. Sel. Evol.* 29, 279-290.
43. Bowen S.J., Washburn K.W. (1983) Quantitative genetics of heat tolerance, body weight and thyroid hormone levels in Athens-Canadian randombred chickens. *Poult. Sci.* 62, 1387 (Abstract).
44. Bowen S.J., Washburn K.W. (1984) Genetics of heat tolerance in Japanese quail. *Poult. Sci.* 63, 430-435.
45. Box G.E.P., Cox D.R. (1964) An analysis of transformations. *J. Res. Stat. Soc.* 26, 211-243.
46. Brown K.I., Nestor K.E. (1973) Some physiological response of turkeys selected for high and low adrenal response to cold stress. *Poult. Sci.* 52, 1948-1954.
47. Buckland R.B., Bernon D.E., Goldrosen A. (1976) Effect of four lighting regimes on broilers performance, leg abnormalities and plasma corticoid levels. *Poult. Sci.* 55, 1072-1076.
48. Buckland R.B., Gasperdone H.C., Bragg D.B. (1971) Interaction of strain, density and ration with two light systems on broiler performance. *Can. J. Anim. Sci.* 51, 613-619.
49. Buckland R.B., Hill A.T. (1970) Effects of continuous and intermittent light on broilers cold stressed as embryos. *Can. J. Anim. Sci.* 50, 735-738.
50. Byerly T.C.J., Kessler W., Gous M., Thomas O.P. (1980) Feed requirement for egg production. *Poult. Sci.* 59, 2500-2507.
51. Cahaner A., Deeb N., Gutman M. (1993) Effects of the plumage-reducing naked-neck (Na) gene on the performance of fast-growing broilers at normal and high ambient temperatures. *Poult. Sci.* 72, 767-775.
52. Cahaner A., Deeb N. (2004) Breeding broilers for adaptability to hot conditions. 22<sup>th</sup> W. *Poult. Congr.*, Istanbul, Turkey, 8-13 June 2004, CD-ROM communication G1-1.

53. Cahaner A., Leenstra F. (1992) Effects of high temperature on growth and efficiency of male and female broilers from lines selected for high weight-gain, favourable feed conversion, and high or low fat-content. *Poult. Sci.* 71, 1237-1250.
54. Cahaner A., Nitzan Z. (1985) Evaluation of simultaneous selection for live body weight and against abdominal fat in broilers. *Poult. Sci.* 64, 1257-1263.
55. Cahaner A., Pinchasov Y., Nir I., Nitzan Z. (1995) Effects of dietary protein under high ambient temperature on body weight, breast meat yield, and abdominal fat deposition of broiler stocks differing in growth rate and fatness. *Poult. Sci.* 74, 968-975.
56. Cahaner A., Yunis R., Deeb N. (1994) Genetics of feathering and heat tolerance in broilers. *9<sup>th</sup> Eur. Poult. Conf.*, Glasgow, UK, 7-12 Août 1994, 67-70.
57. Calus M.P.L., Groen A.F., Jong G. de (2002) Genotype  $\times$  environment interaction for protein yield in Dutch dairy cattle as quantified by different models. *J. Dairy Sci.* 85, 3115-3123.
58. Chambers J. R. (1990) Quantitative genetics and selection. In Crawford R.D. (Ed.) *Poultry Breeding and Genetics*, Elsevier, Amsterdam, 599-643.
59. Chambers R.J., Bernon D.E., Gavora J.S. (1984) Synthesis and parameters of new populations of meat-type chickens. *Theor. Appl. Genet.* 69, 23-30.
60. Chapuis H. (1997) Application des nouvelles méthodes d'évaluation génétique à la conduite d'un schéma de sélection de la dinde industrielle. Thèse de doctorat, ENSAR Rennes, 243 p.
61. Chen C.F. (2002) Réponse à la sélection sur la longueur des séries de ponte et adaptation à la chaleur de lignées de poules pondeuses naines avec ou sans le gène cou nu. Thèse de doctorat, INA Paris-Grignon, 175 p.
62. Chen C. F.; Bordas A.; Gourichon D.; Tixier-Boichard M. (2004) Effect of high ambient temperature and naked neck genotype on performance of dwarf brown-egg layers selected for improved clutch length. *Br. Poult. Sci.* 45, 346-354.
63. Cherms F.L. (1986) Effects of two lighting regimes on carcass composition of turkeys males. *7<sup>ème</sup> Conf. Eur. Avic.*, Paris, France, 24-28 Août 1986, 1, 823-827.
64. Coquerelle G. (2000) Les poules: diversité génétique visible. INRA Ed., Versailles, France, 181 p.
65. Crawford R.D. (1976) Incomplete dominance of the gene for Naked Neck in the domestic fowl. *Poult. Sci.* 55, 820-822.



66. Culton T.G., MacLaury D.W., Insko W.M. (1951) The influence of rate of production and temperature on egg shell color. *Poult. Sci.* 30, 815-817.
67. Dale N.M., Fuller H.L. (1980) Effect of diet composition on feed intake and growth of chicks under heat stress. II. Constant vs. cycling temperatures. *Poult. Sci.* 59, 1434-1441.
68. Dawson A. (1998) Seasonal reproduction, birds. In Knobil E. et Neil J.D. (Eds.), *Encyclopedia of reproduction*, Academic Press, London, UK, vol. 4, 321-328.
69. De Basilio V. (1999) L'acclimatation précoce et l'alimentation alternée augmentent la résistance des poulets de chair mâles soumis à un stress thermique. Rapport de DEA, ENSA de Rennes, 23 p.
70. Debut M., Berri C., Baeza E., Sellier N., Arnould C., Guémené D., Jehl N., Boutten B., Jégo Y., Beaumont C., Le Bihan-Duval E. (2003) Variation of chicken technological meat quality in relation to genotype and preslaughter stress conditions. *Poult. Sci.* 82, 1829-1838.
71. Deeb N., Cahaner A. (1999) The effects of naked neck genotypes, ambient temperature, and feeding status and their interactions on body temperature and performance of broilers. *Poult. Sci.* 78, 1341-1346.
72. Deeb N., Cahaner A. (2001) Genotype-Environment with broiler genotypes differing in growth rate. 1. The effects of high ambient temperature and naked neck genotype on lines differing in genetic background. *Poult. Sci.* 80, 695-702.
73. Deschutter A., Leeson S. (1986) Feather growth and development. *W. Poult. Sci.* 42, 249-267.
74. Dickerson G.E. (1962) Implication of genetic-environment interaction in animal breeding. *Anim. Prod.* 4, 47-53.
75. Donker D.A., Nieuwland M.G., van der Zijpp A.J. (1990) Heat-stress influences on antibody production in chicken lines selected for high and low immune responsiveness. *Poult. Sci.* 69, 599-607.
76. Donoghue D.J., Krueger B.F., Hargis B.M., Miller A.M., El-Halawani M. (1989) Thermal stress reduces serum luteinizing hormone and bioassayable hypothalamic content of luteinizing hormone-releasing hormone in hens. *Biol. Reprod.* 41, 419-424.
77. Dutta K.K. (1993). Studies of egg weight, feed requirements per dozen of egg and yolk colour of the miri birds of assam white leghorn and their cross, managed on litter, cage and free range system of management. *Ind. Vet. J.* 70, 142-144.

78. Eberhart D.E., Washburn K.W. (1993) Variation in body temperature response of naked-neck and normally feathered chickens to heat stress. *Poult. Sci.* 72, 1385-1390.
79. Eitan Y., Soller M. (1994) Selection for high and low threshold body weight at first egg in broilers strain female. 4. Photoperiodic drive in the selection lines and in commercial layers and broilers breeders. *Poult. Sci.* 73, 769-780.
80. El-Gendy E.A., Washburn K.W. (1992) Selection for heat tolerance in young chickens. *19<sup>th</sup> W. Poult. Cong.*, Amsterdam, Netherlands, 20-24 September 1992, 65 (Abstract).
81. Emery D.A., Vohra P., Ernst R.A., Morrison S.R. (1984) The effect of cyclic and constant ambient temperatures on feed consumption, egg production, egg weight and shell thickness of hen. *Poult. Sci.* 63, 2027-2035.
82. Etches R.J. (1996) The male. In Etches R.J. (Ed.), *Reproduction in poultry*. Cab International, Wallingford, UK, 208-233.
83. Falconer D.S. (1981) *Introduction to quantitative genetics*, 2<sup>nd</sup> Ed., Longman, New York, 340 p.
84. Falconer D.S. (1952) The problem of environment and selection. *Am. Nat.* 86, 293-298.
85. Falconer D.S. (1990) Selection in different environments: effects on environmental sensitivity (reaction norm) and on mean performance. *Genet. Res.* 56, 57-70.
86. Foster W.H. (1986) Selection for increased egg mass under ahemeral light-dark cycles. *Br. Poult. Sci.* 27, 339-344.
87. Fox T.W. (1951) Studies on heat tolerance in domestic fowl. *Poult. Sci.* 30, 477-483.
88. Francis C.A., MacLeod M.G., Anderson J.E.M. (1991) Alleviation of accute stress by food withdrawal or darkness. *Br. Poult. Sci.* 32, 219-225.
89. Franck Y., Gérard A., Le Ménec M., Souloumiac J., Allard F., Boutalbi O. (1993) Test de fiabilité de différents systèmes de refroidissement intérieurs en poulets de chair. *Sciences et Techniques Avicoles*, 4, 13-28.
90. Geraert P.A. (1995) Déterminisme génétique de la résistance à la chaleur. *I<sup>ères</sup> J. Rech. Avic.*, Angers, 28-30 Mars 1995, 81-86.
91. Geraert P.A., Guillaumin S., Leclercq B. (1993) Are genetically lean broiler more resistant to hot climate? *Br. Poult. Sci.* 34, 643-653.
92. Goliomytis M., Panopoulou E., Rogdakis E. (2003) Growth curves for body weight and major component parts, feed consumption, and mortality of male broiler chickens raised to maturity. *Poult. Sci.* 82, 1061-1068.

93. Goodman B.L., Shealey S. (1977) The influence of divergent growth selection on egg traits. *Poult. Sci.* 56, 388-390.
94. Gow C.B., Sharp P.J., Carter N.B., Sheldon B.L., Scaramuzzy R.J., Yoo B.H. (1986) Plasma concentrations of luteinising hormone during the ovulatory cycle in hens selected for reduced oviposition interval and maintained in continuous light or 24 h light: dark cycle. *Br. Poult. Sci.* 27, 137-146.
95. Grossman M., Bohren B.B., Anderson V.L. (1985) Logistic growth curve of chickens: a comparison of techniques to estimate parameters. *J. Hered.* 76, 397-399.
96. Guill R.A., Washburn K.W. (1974) Genetic changes in efficiency of feed utilisation of chicks maintaining body weight constant. *Poult. Sci.* 53, 1146-1154.
97. Haaren-Kiso A.V., Horst P., Valle-Zarate A. (1988) The effect of frizzle gene (F) for the productive adaptability of laying hens under warm and temperate environmental conditions. *18<sup>th</sup> W. Poult. Cong.*, Nagoya, Japan, 4-9 September 1988, 386-388.
98. Haaren-Kiso A.V., Horst P., Valle-Zarate A. (1994) Direct and indirect effects of the frizzle gene (F) for the productive adaptability of layers. *Arch. Geflugelkd.* 56, 248-257.
99. Haaren-Kiso A.V., Horst P., Zarate A.V. (1992) Genetic and economic relevance of the autosomal, incompletely dominant frizzle gene F. *19<sup>th</sup> W. Poult. Cong.*, Amsterdam, Netherlands, 20-24 September 1992, 66 (Abstract).
100. Haldane J.B.S. (1946) The interaction of nature and nature. *Ann. Eugen.* 13: 197-205.
101. Hammond J. (1947) Animal breeding in relation to nutrition and environment conditions. *Biol. Rev.* 22, 195-213.
102. Hanzl C.J., Somes R.G. Jr. (1983a) The effect of naked neck gene, Na, on growth and carcass composition of broilers raised in two temperatures. *Poult. Sci.* 62, 934-941.
103. Hanzl C.J., Somes R.G. Jr. (1983b) Organoleptic and cooked meat characteristics of naked neck broilers raised in two temperatures. *Poult. Sci.* 62, 942-946.
104. Harun M.A.S., van Kampen M., Veeneklaas R.J., Huisman G.H., Visser G.H. (1997) Food restriction and development of thermoregulation in Muscovy ducklings (*Cairina moschata*). *Br. Poult. Sci.* 38, 381-389.
105. Heller E.D., Nathan D.B., Perek M. (1979) Short heat stress as an immunostimulant in chicks. *Av. Pathol.* 8, 195-203.

106. Hillman P.E., Scott N.R., van Tienhoven A. (1985) Physiological responses and adaptation to hot and cold environments. In Yousef M.K. (Ed.), *Stress physiology in livestock, vol. 3, Poultry*, CRC Press, Boca Raton, Florida, 1-71.
107. Horst P. (1985) Effects of genotype × environment interaction on efficiency of improvement of egg production. In: Hill, W.G. J.M. Manson and D. Hewitt (Eds.), *Poultry Genetics and Breeding*. British Poultry Science, Longman Group, Harlow, UK, 99-105.
108. Horst P., Peterson J. (1975) Investigations on the effect of high environmental temperatures on performance of laying hens of different body weight. *Arch. Geflugelkd.* 39, 225-231.
109. Horst P., Rauhen H.W. (1986) Significance of the naked neck gene (*Na*-gene) in poultry breeding in the tropics. *7<sup>th</sup> Eur. Poult. Conf.*, Paris, 24-28 August 1986, 1, 191-195.
110. Huston T.M., Joiner W.P. (1957) Breed differences in egg production of domestic fowl held at high environmental temperatures. *Poult. Sci.* 36, 1128-1129.
111. Hutchinson J.C.D., Taylor W.W. (1957) Seasonal variations in the egg production of fowl; effect of temperature and change of day length. *J. Agric. Sci.* 49, 420-434.
112. Hutt F.B. (1930) The genetics of fowl. I. The inheritance of frizzled plumage. *J. Gen.* 22, 109-127.
113. Hutt F.B. (1936) The genetics of fowl. V. The modified frizzle. *J. Gen.* 32, 277-285.
114. Hutt F.B. (1938) Genetics of the fowl. VII. Breed differences in susceptibility to extreme heat. *Poult. Sci.* 27, 454-462.
115. Jégo Y., Besbes B., Donal J. L. (1995) Analyse de la variabilité génétique et de la réponse à la sélection dans deux lignées commerciales de poulets de chair. *1<sup>ère</sup> J. Rech. Avic.*, Angers, France, 28-30 Mars 1995, 125-127.
116. Johnson P.M. (1955) Hematocrit values for the chick embryo at various ages. *Am. J. Physiol.* 180, 361-362.
117. Johnson S., Somes R.G. Jr. (1978) The effect of the scaleless gene on the performance of broilers in a hot climate. *Agric. Exp. Station*, 779-786.
118. Joseph N.S., Robinson F.E., Renema R.A., Zuidhof M.J. (2002) Responses of two strains of female broiler breeders to a midcycle increase in photoperiod. *Poult. Sci.* 81, 745-754.
119. Kawamoto Y., Ino T., Sato K. (1983) Heritability estimates and selection effects on survival time of Japanese quail under high and low temperature stress. *5<sup>th</sup> World Conf. on Anim. Prod.*, Tokyo, Japan, 14-19 August 1983, 135-136.

120. Kheir-Eldin A.M., Shaffner C.S. (1957) Familial differences in resistance to high environmental temperatures in chicks. *Poult. Sci.* 30, 1064.
121. Kohne H.J., Jones J.E. (1976) the relationship of circulating levels of estrogens, corticosterone and calcium to production performance of adult turkey hens under conditions of increasing ambient temperature. *Poult. Sci.* 55, 277-285.
122. Knizetova H., Hyanek J., Knize B., Roubicek J. (1991) Analyse of growth curves of fowl. I. Chickens. *Br. Poult. Sci.* 32, 1027-1038.
123. Kolmodin R., Strandberg E., Jorjani H., Danell B. (2002) Selection in presence of genotype by environment interaction may increase environmental sensitivity. 7<sup>th</sup> *W. Cong. Gen. Appl. Livest. Prod.*, Montpellier, France, 19-23 August 2002, CD-ROM communication 18-02.
124. Ladjali K., Tixier-Boichard M., Bordas A., Mérat P. (1995) Cytogenetic study of early chicken embryo: Effect of naked neck gene and high ambient temperature. *Poult. Sci.* 74, 903-909.
125. Laird A.K., Tyler S.A., Barton A.D. (1965) Dynamics of normal growth. *Growth* 29, 233-248.
126. Larbier Z.M., Chagneau A.M., Geraert P.A. (1993) Influence of ambient temperature on true digestibility of protein and amino acids of rapeseed and soybean meals in broilers. *Poult. Sci.* 72, 289-295.
127. Latif S., Dworschak E., Lugasi A., Barna E., Gergely A., Czuczy P., Hovari J., Kontraszti K., Neszlenyi M., Bodo I. (1996) Comparison of characteristic components from chickens of different genotype kept in intensive and extensive farming systems. *Nahrung* 4, 319-325.
128. Le Bihan-Duval E., Berri C., Baeza E., Millet N., Beaumont C. (2001) Estimation of the genetic parameters of meat characteristics and of their genetic correlations with growth and body composition in an experimental broiler line. *Poult. Sci.* 80, 839-843.
129. Le Bihan-Duval E., Mignon-Grasteau S., Millet N., Beaumont C. (1998) Genetic analysis of a selection experiment on increased body weight and breast muscle weight as well as on limited abdominal fat weight. *Br. Poult. Sci.* 39, 346-353.
130. Le Bihan-Duval E., Millet N., Remignon H. (1999) Broiler meat quality: effect of selection for increased carcass quality and estimates of genetic parameters. *Poult. Sci.* 78, 822-826.

131. Leclercq B., Guy G., Rudeaux F. (1989) Growth characteristics and lipid distribution in two lines of chickens selected for low or high abdominal fat. *Gen. Sel. Evol.* 21, 69-80.
132. Leenstra F., Cahaner A. (1991) Genotype by environment interactions using fast-growing, lean or fat broiler chickens, originating from the Netherlands and Israel, raised at normal or low temperature. *Poult. Sci.* 70, 2028-2039.
133. Leenstra F., Cahaner A. (1992) Effects of low, normal, and high temperature on slaughter yield of broilers from lines selected for high weight gain, favourable feed conversion, and high or low fat content. *Poult. Sci.* 71, 1994-2006.
134. Leenstra F.R., Pit R. (1988) Fat deposition in a broiler sire strain. 3. Heritability of and genetic correlation among body weight, abdominal fat, and feed conversion. *Poult. Sci.* 67, 1-9.
135. Lerner I.M. (1950) Population genetics and animal improvement. Cambridge University press, Cambridge, 342 p.
136. Lewis P.D., Morris T.R. (2005) Change in the effect of constant photoperiods on the rate of sexual maturation in modern genotypes of domestic pullet. *Br. Poult. Sci.* 46, 584-586.
137. Lewis P.D., Perry G.C. (1990) Response of the laying hen to noise supplemented short daylength. 8<sup>th</sup> *Eur. Poult. Conf.*, Barcelona, Spain, 25-28 June 1990, 2, 642-645.
138. Lewis P.D., Perry G.C., Morris T.R. (1995) Effect of photoperiod on the mean oviposition time of two breeds of laying hen. *Br. Poult. Sci.* 36, 33-37.
139. Lewis P.D., Perry G.C., Morris T.R. (1996) Effects of changes in photoperiod and feeding opportunity on the performance of two breeds of laying hen. *Br. Poult. Sci.* 37, 279-293.
140. Lewis P.D., Perry G.C., Farmer L.J., Patterson R.L.S. (1997a) Responses of two genotypes of chicken to the diets and stocking densities typical of UK and "Label Rouge" production systems: I. Performance, behaviour and carcass composition. *Meat Sci.* 45, 501-516.
141. Lewis P.D., Perry G.C., Morris T.R. (1997b) Responses of immature pullets to repeated cycles of gradual increases and abrupt decreases in photoperiod. *Br. Poult. Sci.* 38, 611-613.
142. Lewis P.D., Perry G.C., Morris T.R., Midgley M.M. (1992) Intermittent lighting regimes and mortality rates in laying hens. *W. Poult. Sci. J.* 48, 113-120.

143. Lillpers K., Wilhelmson M. (1993) Age-dependent changes in oviposition pattern and egg production traits in the domestic hen. *Poult. Sci.* 72, 2005-2011.
144. Lillpers K. (1991) Genetic variation in the time of oviposition in the laying hen. *Br. Poult. Sci.* 32, 303-312.
145. Lillpers K. (1986) Genetic variation in the mean time of oviposition in the laying hen. 7<sup>ème</sup> *Eur. Poult. Conf.*, Paris, France, 24-28 August 1986, 1, 181-185.
146. Lillpers K. (1998) Adaptation of laying hens to a 23.5 h light-dark cycle. *Arch. Geflugelkd.* 62, 126-131.
147. Lin C.Y., Togashi K. (2002) Genetic improvement in the presence of genotype by environment interaction. *Anim Sci. J.* 73, 3-11.
148. Lofts B. (1970) Animal photoperiodism. In Lofts B. (Ed.), *The institute of biology's, studies in Biology*, Willaim Clowes et Sons Press, London, UK, 1-65.
149. Lynch C.B., Possidente B.P. (1978) Relationships of maternal nesting to thermoregulatory nesting in house mice (*Mus musculus*) at warm and cold temperatures. *Anim. Behav.* 26, 1136-1143.
150. MacLeod M.G., Hocking P.M. (1993) Thermoregulation at high ambient temperature in genetically fat and lean broiler hens fed ad libitum or on a controlled-feeding regime. *Br. Poult. Sci.* 34, 589-596.
151. McMillan I., Fitz-Earle M., Butler L., Robson D.S. (1970a) Quantitative genetics of fertility. I. Lifetime egg production of drosophila melanogaster-theoretical. *Genetics* 65, 349-353.
152. McMillan I., Fitz-Earle M., Butler L., Robson D.S. (1970b) Quantitative genetics of fertility. I. Lifetime egg production of drosophila melanogaster-experimental. *Genetics* 65, 355-369.
153. Magdelaine P. (2003) Economie et avenir des filières avicoles et cunicoles. *INRA Prod. Anim.* 16, 349-356.
154. Magruder N.D., Nelson J.W. (1967) The effect of a "heated" and normal environment on the performance of growing turkeys. *Poult. Sci.* 46, 1287 (Abstract).
155. Mahmoud K.Z., Beck M.M., Scheideler S.E., Forman M.F., Anderson K.P., Kachman S.D. (1996) Acute high environmental temperature and calcium-estrogen relationship in the hen. *Poult. Sci.* 75, 1555-1562.

156. Malpaux B., Viguié C., Thiéry J.C., Chemineau P. (1996) Contrôle photopériodique de la reproduction. *INRA Prod. Anim.* 9, 9-23.
157. Marks H.L. (1995) Genetics of growth and development. In Hunton P. (Ed.), *World Animal Science, Poultry Production*, Amsterdam, Elsevier, 170-182.
158. Marks H.L., Huston T.M. (1973) Response of selected quail lines to heat stress. *Poult. Sci.* 52, 1668-1670.
159. Mashaly M.M., Hendricks G.L., Kalama M.A., Gehad A.E., Abbas A.O., Patterson P.H. (2004) Effect of heat stress on production parameters and immune responses of commercial laying hens. *Poult. Sci.* 83, 889-894.
160. Mather K., Jones M.R. (1958) Interaction of genotype and environment in continuous variation. I. Description. *Biometrics* 14, 343-359.
161. Mathur P.K. (2003) Genotype-environment interactions: problems associated with selection for increased production. In Muir W.M. and Aggrey S.E. (Eds.), *Poultry Genetics, Breeding and Biotechnology*, Cab International, Wallingford, UK, 83-99.
162. Mathur P.K. (1985). Methods for evaluating genotype  $\times$  environment interactions illustrated with laying hens. Dissertation, Technical University, Berlin, Germany.
163. Mathur P.K., Horst P. (1992) Improving productivity of layers in the tropics through additive and non-additive effects of major genes. *19<sup>th</sup> W. Poult. Cong.*, Amsterdam, Netherlands, 20-24 September 1992, 3, 7 (Abstract).
164. Mathur P.K., Horst P. (1994) Genotype by environment interactions in laying hens based on relationship between breeding values of sires in temperate and tropical environments. *Poult. Sci.* 73, 1777-1784.
165. McBride G. (1958) The environment and animal breeding problems. *Anim. Breed. Abstr.* 26, 349-358.
166. McClung M.R., Wang A.B.S., Jones W.T. (1976) Response to selection for time interval between oviposition in the hen. *Poult. Sci.* 55, 160-171.
167. Mendes A.A., Watkins S.E., England J.A., Saleh E.A., Waldroup A.L., Waldroup P.W. (1997) Influence of dietary lysine levels and arginine:lysine ratios on performance of broilers exposed to heat or cold stress during the period of three to six weeks of age. *Poult. Sci.* 76, 472-481.
168. Mérat P. (1986) Potential usefulness of the Na (Naked Neck) gene in poultry production. *W. Poult. Sci. J.* 42, 124-142.



169. Mérat P. (1989) Genotype  $\times$  environment interactions in poultry production. Mérat P. edition, INRA, Paris.
170. Mérat P. (1990) Pleiotropic and associated effects of major genes. In Crawford R.D. (Ed.), *Poultry Breeding and Genetics*, Elsevier, Amsterdam, 429-467.
171. Mérat P., Boichard M., Bordas A., Coquerelle G. (1989) Réponse à la chaleur des génotypes NaNa (cou nu) et na<sup>+</sup>na<sup>+</sup> (plumage normal) pour le taux de fertilité et d'éclosion de la poule reproductrice. *Arch. Geflugelkd.* 53, 185-191.
172. Mérat P., Bordas A. (1986) Performances de pondeuses naines (dw) ou de taille normale (dw<sup>+</sup>) à température contrôlée et en nycthémers de 24 ou 26 heures. *7<sup>ème</sup> Eur. Poult. Conf.*, Paris, France, 24-28 Août 1986, 1, 176-180.
173. Mignon-Grasteau S., Beaumont C. (2000) Les courbes de croissance chez les Oiseaux. *INRA Prod. Anim.* 13, 337-348.
174. Mignon-Grasteau S., Beaumont C. (2002) Genetic parameters of growth curve in chickens. *7<sup>th</sup> W. Cong. Gen. Appl. Livest. Prod.*, Montpellier, France, 19-23 August 2002, CD-ROM communication 11-03.
175. Mignon-Grasteau S., Beaumont C., Le Bihan-Duval E., Poivey J.P., De Rochambeau H. (1999) Genetic parameters of growth curve parameters in male and female chickens. *Br. Poult. Sci.* 40, 44-51.
176. Mignon-Grasteau S., Muley N., Bastianelli D., Gomez J., Péron A., Sellier N., Millet N., Besnard J., Hallouis J.M., Carré B. (2004) Heritability of digestibilities and divergent selection for digestion ability in growing chicks fed on a wheat diet. *Poult. Sci.* 83, 860-867.
177. Miller P.C., Sunde M.L. (1975) Effect of precise constant and cyclic environmental temperature on shell and other lay performance factors with leghorn pullets. *Poult. Sci.* 54, 36-46.
178. Ministère de l'Agriculture (2005)  
[http://www.agriculture.gouv.fr/spip/ressources.themes.alimentationconsommation.qualitedesproduits.signedequaliteetdorigine\\_r171.html](http://www.agriculture.gouv.fr/spip/ressources.themes.alimentationconsommation.qualitedesproduits.signedequaliteetdorigine_r171.html)
179. Missohou A., Dieng A., Horst P., Zarate V.A., Nesseim T., Tchadre K. (2003) Effect of dwarf (dw) and frizzle (f) genes on the performance of layers under Senegalese conditions. *Tropical. Anim. Health Prod.* 35, 373-380.
180. Møller A.P. (1997) La nature préfère la symétrie, *La Recherche*, 304, 50-55.

181. Monnet L.E. (1980) Effets du gène Na (cou nu) sur les performances de croissance et de ponte en relation avec les températures ambiantes chez la poule domestique (*Gallus domesticus*). Thèse de doctorat, Université Paris VI, 116 p.
182. Monnet L.E., Bordas A., Mérat P. (1979) Gène *cou nu* et performances de croissance selon la température chez le poulet. *Ann. Génét. Sél. Anim.* 11, 397-412.
183. Monnet L.E., Bordas A., Mérat P. (1980) Gène *cou nu*, poids corporel et paramètres anatomiques et physiologiques des poulettes et poules adultes selon la température. *Ann. Génét. Sél. Anim.*, 12, 241-254.
184. Monro (1936) Monro, C.C.A. 1936. Polychaete worms. II. Discovery Rep., 12, 59-198.
185. Morris J.A. (1963) Continuous selection for egg production using short-term records. *Austr. J. Agric. Res.*, 14, 909-925.
186. Morris J.A., Fox S. (1960) The use of lights to delays sexual maturity in pullets. *Br. Poult. Sci.* 1, 25-36.
187. Morris T.R, Midgley M., Butler E.A. (1988) Experiments with the Cornell intermittent lighting system for laying hens. *Br. Poult. Sci.* 29, 325-332.
188. Morris T.R. (2004) Environmental control for layers. *W. Poult. Sci. J.* 64, 163-175.
189. Mueller W.J., Brubaker R.L., Vaplin M.D. (1969) Egg shell formation and bone resorption in laying hens. *Fed. Proc. Fed. Am. Soc. Exp. Biol.* 28, 1851-1856.
190. Muiruri H.K., Harrison P.C. (1991) Effect of Roost temperature on performance of chickens in hot ambient environments. *Poult. Sci.* 70, 2253-2258.
191. Mukherjee T.K. (1990) Breeding, selection and biotechnological developments for improvement of poultry in the tropics - current progress and future perspectives. 4<sup>th</sup> *W. Cong. Genet. Appl. Livest. Prod.*, Edinburgh, 23-27 July 1990.
192. N'dri A.L., Mignon-Grasteau S., Sellier N., Tixier-Boichard M., Beaumont C. (2006) Genetic relationships between feed conversion ratio, growth curve and body composition in slow growing chickens. *Br. Poult. Sci.* 47, 273-280.
193. N'dri A.L., Sellier N., Beaumont C., Tixier-Boichard M., Mignon-Grasteau S. (2004) Genotype by environment interaction on growth curve in chicken. 22<sup>th</sup> *W. Poult. Congr.*, Istanbul, Turkey, 8-13 June 2004, 155 (Abstract).
194. Naito M., Nirasawa K., Oishi T., Komiyama T. (1989) Selection experiment for increased egg production under 23 h and 24 h light-dark in the domestic fowl. *Br. Poult. Sci.* 30, 49-60.

195. Neumaier A., Groeneveld E. (1998) Restricted maximum likelihood of covariances in sparse linear models. *Gen. Sel. Evol.* 30, 13-26.
196. Noda K., Kino K., Miyakawa H., Banba H., Umezawa Y. (2002) Persistency of laying strain building by index selection including oviposition time as selection trait in laying hen. *J. Poult. Sci.* 39, 140-148.
197. Noll S.L., El Halawani M.E., Waibel P.E., Redig P., Janni K. (1991) Effect of diet and population density on male turkeys under various environmental conditions. 2. Turkey growth and health. *Poult. Sci.* 70, 923-924.
198. Novero R.P., Beck M.M., Gleaves E.W., Johnson A.L., Deshazer J.A. (1991) Plasma progesterone, luteinizing hormone concentrations and granulosa cell responsiveness in heat-stressed hens. *Poult. Sci.* 70, 2335-2339.
199. Pani S.N. (1971) Genotype  $\times$  environment interactions in sire evaluation. Ph.D. Thesis, University of Missouri, Missouri.
200. Pardue S.L., Thaxton J.P., Brake J. (1985) Influence of supplemental ascorbic acid on broiler performance following exposure to high environmental temperature. *Poult. Sci.* 64, 1334-1338.
201. Parker J.E., McSpadden B.J. (1943) Seasonal variation in semen production in domestic fowls. *Poult. Sci.* 22, 142-147.
202. Pitel F., Bergé R., Coquerelle G., Crooijmans R.R.M.A., Groenen M.A.M., Vignal A., Tixier-Boichard M. (2000) Mapping the Naked Neck (Na) and Polydactyly (Po) mutants of the chicken with microsatellite molecular markers. *Genet. Sel. Evol.* 32, 73-86.
203. Périquet J.C. (1994) Le grand livre des volailles de France. Rustica (Eds.), Paris. 152 p.
204. Périquet J.C. (2000) Standards officielles : volailles grandes races, oies canards, pintades et dindons. Société Centrale d'Aviculture de France (Eds.), 552 p.
205. Petersen J., Luke F., Ziegler W., Gerken M. (1986) Response of early- and late-maturing laying hybrids to different treatments during the rearing period. *Arch. Geflügelkd.* 50, 218-224.
206. Proudfoot F.G., Hulan H.W., McRae K.B. (1984) Effects of photoperiod light intensity and feed restriction on the performance of dwarf and normal maternal poultry meat genotypes. *Can. J. Anim. Sci.* 64, 759-768.
207. Pym R.A.E. (1990) Nutritional genetics. In Crawford R.D. (Ed.), *Poultry Breeding and Genetics*, Elsevier, Amsterdam, 847-876.

208. Pym R.A.E., Nicholls P.J. (1979) Selection for food conversion in broilers: direct and indirect responses to selection for body weight gain, food consumption and food conversion ratio. *Br. Poult. Sci.* 20, 73-86.
209. Quentin M., Bouvarel I., Berri C., Le Bihan-Duval E., Baeza E., Jégo Y., Picard M. (2003) Growth, carcass composition and meat quality responses to dietary concentrations in fast-, medium- and slow-growing commercial broilers. *Anim. Res.* 52, 65-77.
210. Quiniou N., Renaudeau D., Collin A., Noblet J. (2000) Effets de l'exposition au chaud sur les caractéristiques de la prise alimentaire du porc à différents stades physiologiques. *INRA Prod. Anim.* 13, 233-245.
211. Raju M.V., Sunder G.S., Chawak M.M., Rao S.V., Sadagopan V.R. (2004) Response of naked neck (Nana) and Normal (nana) broiler chickens to dietary energy levels in a subtropical climate. *Br. Poult. Sci.* 45, 186-193.
212. Renaudeau D., Mondonnet N., Tixier-Boichard M., Noblet J., Bidanel J.P. (2004) Atténuer les effets de la chaleur sur les performances des porcs: la voie génétique. *INRA Prod. Anim.* 17, 93-108.
213. Ricard F.H. (1984) Comparaison de trois types génétiques de poulets pour l'état d'engraissement et le rendement en viande. *17<sup>th</sup> W. Poult. Cong.*, Helsinki, Finland, 8-12 August 1984, 161-162.
214. Ricard F.H., Marche G., Le Bihan-Duval E. (1994) Essai d'amélioration par sélection de la qualité de carcasse du poulet de chair. *INRA Prod. Anim.* 7, 253-261.
215. Ricard F.H., Rouvier R. (1967) Etude de la composition anatomique du poulet. I. Variabilité de la répartition des différentes parties corporelles chez des coquelets "Bresse Pile". *Ann. Zoot.* 16, 23-39.
216. Ricard F.H. (1978) Indice de consommation et état d'engraissement de poulets appartenant à des souches sélectionnées sur la forme de la courbe de croissance. *16<sup>th</sup> W. Poult. Cong.*, Rio de Janeiro, Brasil, 17-12 September 1978, 10, 1786-1793.
217. Robertson A. (1959) The sampling variance of the genetic correlation coefficients. *Biometrics* 15, 469-485.
218. Romijn C., Lokhorst W. (1966) Heat regulation and energy metabolism in the domestic fowl. In physiology of the fowl, Morton Smith C. and Amoroso, Oliver and Boyd (Eds), Edinburgh, London, 211-227.

219. Saegusa T., Kawamoto Y., Ino T. (1976) Genetic variation of survival time of Japanese quail under high and low ambient temperature. *Sci. Rep. Fac. Agric.*, Okayama University, 48, 39-47 (Abstract).
220. SAS Institute (1999) SAS/STAT®User's guide, Version 6, Fourth edition, vol. 1, SAS Institute Inc., Cary, NC.
221. Sauveur B. (1988) Reproduction des volailles et production d'œufs. INRA-Editions, Paris, 472 p.
222. Sauveur B. (1996) Photopériodisme et reproduction des oiseaux domestiques femelles. *INRA Prod. Anim.* 9, 25-34.
223. Sauveur B. (1997) Les critères et facteurs de la qualité des poulets Label Rouges. *INRA Prod. Anim.* 10, 219-226.
224. Settar P., Yalcin S., Turkmut L., Ozkan S., Cahaner A. (1999) Season by genotype interaction related to broilers growth rate and heat tolerance. *Poult. Sci.* 78, 1353-1358.
225. Sharp P.J. (1993) Photoperiodic control of reproduction in the domestic hen. *Poult. Sci.* 72, 897-905.
226. Sheridan A.K. (1990) Genotype × Environment interactions. In Crawford R.D. (Ed.), *Poultry Breeding and Genetics*, Elsevier, Amsterdam, 897-912.
227. Siegel H.S., Drury L.N. (1970) Broiler growth in diurnally cycling temperature environment. *Poult. Sci.* 49, 238-244.
228. Siopes T.D., Neely E.R. (1997) Ahemeral lighting of turkey breeder hens. 2. Early age at lighting and reproductive performance. *Poult. Sci.* 76, 1783-1788.
229. Somes R.G. Jr., Weidenheft M. (1982) Cooked and organoleptic characteristics of scaleless broiler chickens. *Poult. Sci.* 61, 221-225.
230. Somes R.G. Jr. (1990) Mutation and major variants of muscles and skeleton in chickens. In Crawford R.D (Ed.), *Poultry Breeding and Genetics*, Elsevier, Amsterdam, 209-237.
231. Somes R.G. Jr., Johnson S. (1982) The effect of the scaleless gene, sc, on growth performance and carcass composition of broilers. *Poult. Sci.* 6, 414-423.
232. Spies A.A.B., Robinson F.E., Renema R.A., Feddes J.J.R., Zuidhof M.J., Fitzsimmons R.C. (2000) The effects of body weight and long ahemeral days on early production parameters and morphological characteristics of broilers breeder hens. *Poult. Sci.* 79, 1094-1100.

233. Stilborn H.L., Harris G.C.Jr, Bottje W.G., Waldroup P.W. (1988) Ascorbic acid and acetylsalicylic acid (aspirin) in the diet of broilers maintained under heat stress conditions. *Poult. Sci.* 67, 1183-1187.
234. Taber R.W., McClung M.R., Hyre H.M. (1967) Heritability of interval between ovoiposition in the domestic fowl. *Poult. Sci.* 46, 1326 (Abstract).
235. Tanka T., Rosenberg M.M. (1952) Interrelationship of certain economic characters in four strains of New Hampshire. *Poult. Sci.* 31, 56-64.
236. Tesseraud S., Temim S., Le Bihan-Duval E., Chagneau A.M. (2001) Increased responsiveness to dietary lysine deficiency of pectoralis major muscle protein turnover in broilers selected on breast development. *J. Anim. Sci.* 79, 927-933.
237. Thaxton P., Sadler C.R., Glick B. (1969) Immune response of chickens following heat exposure or injections with ACTH. *Poult. Sci.* 47, 264-266.
238. Thaxton J.P., Pardue S. (1984) Ascorbic acid and physiological stress. Workshop on Ascorbic Acid in Domestic Animals, Skjoldenaesholm, 1983, 25-31.
239. Thimonier J. (1996) Introduction, numéro spécial photopériode et reproduction. *INRA Prod. Anim.* 9, 3-8.
240. Tixier-Boichard M., Boichard D., Groeneveld E., Bordas A. (1995) Restricted maximum likelihood estimates of genetic parameters of adult male and female Rhode Island Red chickens divergently selected for residual feed consumption. *Poult. Sci.* 74, 1245-1252.
241. Truberg B., Hühn M. (2000) Contributions to the analysis of genotype × environment interactions: comparison of different parametric and non-parametric tests for interactions with emphasis on crossover interactions. *J. Agron. Crop Sci.* 185, 267-274.
242. Tucker S.A., Charles D.R. (1993) Light intensity, intermittent lighting and feed regimen during rearing as affecting egg production. *Br. Poult. Sci.* 34, 255-266.
243. Van der Horst F. (1995) Réduction du taux de déclassement pour ampoules au bréchet chez le poulet label par limitation de la croissance au démarrage. *Sciences et Techniques Avicoles* 13, 30-37.
244. Van Tienhoven A., Ostrander C.E., Gehle M. (1984) Response of different commercial strains of laying hens to short total photoperiods in interrupted night experiments during days of 24 and 28 hours. *Poult. Sci.* 63, 2318-2330.
245. Veldkamp T., Kwakkel R.P., Ferket P.R., Simons P.C., Noordhuizen J.P., Pijpers A. (2000) Effects of ambient temperature, arginine-to-lysine ratio, and electrolyte balance

- on performance, carcass, and blood parameters in commercial male turkeys. *Poult. Sci.* 79, 1608-1616.
246. Verrier E., Brabant P., Gallais A. (2001) Faits et concepts de base en génétique quantitative. <http://www.inapg.inra.fr/dsa/uvf/GQ/GQ2/GQ2.pdf>.
247. Vereijken A.L.J. (1992) Genetics of body conformation and breast meat yield in broilers. *19<sup>th</sup> W. Poult. Cong.*, Amsterdam, Netherlands, 20-24 september 1992, 3, 98-100.
248. Waibel P.E., MacLeod M.G. (1995) Effect of cycling temperature on growth, energy metabolism and nutrient retention of individual male turkeys. *Br. Poult. Sci.* 36, 39-49.
249. Wang L., McMillan I., Chambers J.R. (1991) Genetic correlations among growth, feed, and carcass traits of broilers sire and dam populations. *Poult. Sci.* 70, 719-725.
250. Washburn K.W., El-Gendy E., Eberhart D.E. (1992) Influence of body weight on response to a heat stress environment. *19<sup>th</sup> W. Poult. Cong.*, Amsterdam, Netherlands 20-24 september 1992, 2, 53-56.
251. Washburn K.W., Peavey R., Renwick G.M. (1980) Relationship of strain variation and feed restriction to variation in blood pressure and response to heat stress. *Poult. Sci.* 59, 2586-2588.
252. Weber F., Le Roy H.L. (1956) Interactions between heredity and environment on the domestic fowl and their bearings on environmental conditions in performance tests. *Eur. Poult. Sci.* 20, 1-14.
253. Whittow G.C. (1976) Regulation of body temperature. In *Avian physiology*, Sturkie P.D. Editor III. Springer Verlag New York Inc.
254. Wilson H.R., Armas A.E., Ross I.J., Dorminey R.W., Wilcox C.J. (1966) Familial differences of single comb white leghorn chickens in tolerance to high ambient temperature. *Poult. Sci.* 45, 784-788.
255. Wilson H.R., Wilcox C.J., Voitle R.A., Baird C.D., Dorminey R.W. (1975a) Characteristic of white leghorn chickens selected for heat tolerance. *Poult. Sci.* 54, 126-130.
256. Wilson H.R., MacLaury D.W., Johnson T.H., Baird C.D. (1975b) Relationship of heat tolerance and oxygen consumption in chickens. *Poult. Sci.* 54, 299-300.
257. Wilson S.P. (1974) Genotype by environment interaction in the context of animal breeding. *1<sup>st</sup> W. Cong. Gen. Appl. Livest. Prod.*, Madrid, 7-11 October 1974, 395-412.

258. Wilson W.O., Plaister T.H. (1951) Breed differences in heat tolerance of day-old baby chicks. *Poult. Sci.* 30, 625-627.
259. Wingfield J.C., Farner D.S. (1980) Control of seasonal reproduction in temperate-zone birds. *Prod. Reprod. Biol.* 5, 62-101.
260. Wood P.D.P. (1967) Algebraic model of the lactation curve in cattle. *Nature* 216, 164-165.
261. Yahav S., Shamai A., Haberfeld G., Horden G., Hurwit Z., Friedman E. (1997) Effect of acquisition of improved thermotolerance on the induction of heat shock proteins in broiler chickens. *Poult. Sci.* 76, 428-434.
262. Yahav S. (2000) Domestic fowl-strategies to confront environmental conditions. *Av. Poult. Biol. Rev.* 11, 81-95.
263. Yahav S. (2002) Heat stress in broilers – Estr's de calor en pollos. *9<sup>th</sup> Inter. Poultry Symp.*, AMEVEA – E, Ecuador, 1-14.
264. Yahav S., Collin A., Shinder D., Picard M. (2004) Thermal manipulation during broiler chick embryogenesis: effects of timing and temperature. *Poult. Sci.* 83, 1959-1953.
265. Yahav S., Goldfeld S., Plavnick I., Hurwitz S. (1995) Physiological response of chickens and turkeys to relative humidity during exposure to high ambient temperature. *J. Therm. Biol.* 20, 245-253.
266. Yahav S., Luger D., Cahaner A., Dotan M., Rusal M., Hurwitz S. (1998) Thermoregulation in naked-neck chickens subjected to different ambient temperatures. *Br. Poult. Sci.* 39, 133-138.
267. Yahav S., McMurtry J.P. (2001) Thermotolerance acquisition in broiler chickens by temperature conditioning early in life. The effect of timing and ambient temperature. *Poult. Sci.* 80, 1662-1666.
268. Yahav S., Shinder D., Razpakovski V., Rusal M., Bar A. (2000) Lack of response of laying hens to relative humidity at high ambient temperature. *Br. Poult. Sci.* 41, 660-663.
269. Yahav S., Straschnow A., Vax E., Razpakovski V., Shinder D. (2001) Air velocity alters broiler performance under harsh environmental conditions. *Poult. Sci.* 80, 724-726.
270. Yalçın S., Settari P., Ozkan S., Cahaner A. (1997a) Comparative evaluation of three commercial broiler stocks in hot versus temperate climates. *Poult. Sci.* 76, 921-929.



271. Yalçın S., Testik A., Ozkan S., Settar P., Celen F., Cahaner A. (1997b) Performance of naked neck and normal broilers in hot, warm, and temperate climates. *Poult. Sci.* 76, 930-937.
272. Yalçın S., Ozkan S., Açikgöz Z., Ozkan K. (1998) Influence of dietary energy on bird performance, carcass parts yields and nutrient composition of breast meat of heterozygous naked neck broilers reared at natural optimum and summer temperatures. *Br. Poult. Sci.* 39, 633-638.
273. Yalçın S., Ozkan S., Açikgöz Z., Ozkan K. (1999) Effect of dietary methionine on performance, carcass characteristics and breast meat composition of heterozygous naked neck (Na/na+) birds under spring and summer conditions. *Br. Poult. Sci.* 40, 688-694.
274. Yalçın S., Ozkan S., Türkmüt L., Siegel P.B. (2001a) Responses to heat stress in commercial and local broiler stocks. 1. Performance traits. *Br. Poult. Sci.* 42, 149-152.
275. Yalçın S., Ozkan S., Türkmüt L., Siegel P.B. (2001b) Responses to heat stress in commercial and local broiler stocks. 2. Developmental stability of bilateral traits. *Br. Poult. Sci.* 42, 153-160.
276. Yamada M., Tanaka M. (1992) Selection and physiological properties of thermotolerant White Leghorn hen. *19<sup>th</sup> W. Poult. Cong.*, Amsterdam, Netherlands, 20-24 September 1992, 2, 43-47.
277. Yang A., Dunnington E.A., Siegel P. (1997) Developmental stability in different genetic stocks of White Leghorn chickens. *Poult. Sci.* 76, 1632-1636.
278. Yang N., Wu C., McMillan I. (1989) A new mathematical model for poultry egg production. *Poult. Sci.* 68, 476-481.
279. Yoo B.H., Sheldon B.L., Podger R.N. (1976) Continuous light as an aid in selection for egg production? *1<sup>st</sup> Aust. Poult. Stock Feed Conv.*, Melbourne, 2, 195-199.
280. Yoo B.H., Sheldon B.L., Podger R.N. (1986) Analyses of oviposition times and intervals in a wide range of layer flocks under normal and continuous lighting regimes. *Br. Poult. Sci.* 27, 267-288.
281. Yoo B.H., Sheldon B.L., Podger R.N. (1988) Genetic parameters for oviposition time and interval in a White Leghorn population of recent commercial origin. *Br. Poult. Sci.* 29, 627-637.
282. Yoo B.H., Sheldon B.L., Podger R.N. (1984) Cross-breeding performance of White Leghorn and Australorp lines selected under continuous light for short interval between

- eggs: full-year egg production and efficiency of food utilisation. *Br. Poult. Sci.* 25, 233-243.
283. Yunis R., Cahaner A. (1999) The effects of naked neck (Na) and frizzle genes on growth and meat yield of broilers and their interactions with ambient temperatures and potential growth rate. *Poult. Sci.* 78, 1347-1352.
284. Zérate A.V., Horst P., Haaren-kiso A.V., Rahman A. (1988) Comparing performance of Egyptian local breeds and high yielding German medium-heavy brown layers under controlled temperate and warm environment conditions. *18<sup>th</sup> W. Poult. Cong.* Nagoya, Japan, 4-9 September 1988, 389-392.
285. Zulkifli I., Dunnington E.A., Gross W.B., Siegel P.B. (1994) Food restriction early or later in life and its effect on adaptability, disease resistance, and immunocompetence of heat-stressed dwarf and nondwarf chickens. *Br. Poult. Sci.* 35, 203-213.