



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



**INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES
UNIVERSITE DE CONSTANTINE 1**

**THESE PRESENTEE EN VUE
DE L'OBTENTION DU DOCTORAT EN SCIENCES**

**NORMES ET INTERPRETATIONS DES DOSAGES DES
PARAMETRES BIOCHIMIQUES SANGUINS CHEZ LE POULET
DE CHAIR**

Présentée par

Nedjoua LAKEHAL

Membres du jury :

Abdeslam MEKROUD	Président	Professeur	Univ. Constantine1
Hacène NEZZAL	Examineur	Professeur	Univ. Constantine3
Nadir ALLOUI	Examineur	Professeur	Univ. Batna
Farida BOUZEBDA	Examineur	MCA	Univ. El Tarf
Samia BENYAHIA	Examineur	MCA	Fac. Médecine Annaba
Chérifa BENLATRECHE	Dir. de thèse	Professeur	Univ. Constantine3
Brigitte SILIART	Membre invitée	Professeur	ONIRIS. Nantes.

Année universitaire 2012-2013

DEDICACES

Cette thèse représente l'aboutissement du soutien et des encouragements que mes parents m'ont prodigués tout au long de ma scolarité.

La patience et la disponibilité de mon mari m'ont aidé à surmonter toutes les difficultés rencontrées à l'occasion de ce travail.

Cette thèse leur est dédiée avec tout mon amour.

Je la dédie également à toute ma famille et ma belle-famille, ainsi qu'à toutes et tous mes amis et collègues, et à tous ceux qui me sont chers.

REMERCIEMENTS

Mes premiers remerciements vont d'abord à ma directrice de thèse, professeur **C. BENLATRECHE**, professeur en Biochimie, médecin chef du laboratoire de Biochimie du CHU Benbadis-Constantine, pour avoir accepté de diriger ce travail, pour m'avoir conseillée, encouragée et soutenue tout au long de la thèse avec patience et disponibilité, et pour la confiance qu'elle m'a accordée. Qu'elle trouve ici ma profonde reconnaissance et mon profond respect.

Je tiens à exprimer par ailleurs mes remerciements les plus sincères au professeur **B. SILIART**, Diplomate ECVCP, responsable des services diagnostiques du Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire-ONIRIS- Nantes, et responsable de la formation continue, et ce pour m'avoir accueillie dans son laboratoire, pour sa confiance, sa générosité et sa gentillesse. Qu'elle trouve ici le témoignage de ma profonde gratitude.

Je remercie Monsieur le professeur **A. MEKROUD**, professeur en Biochimie (Institut des Sciences Vétérinaires- Université Constantine 1), directeur du laboratoire PADESCA, pour ses encouragements à finaliser ce travail, et pour m'avoir fait l'honneur d'accepter de présider le jury de ma thèse.

Je remercie les membres du jury pour m'avoir fait l'honneur d'accepter de juger ce travail :

- Madame **S. BENYAHIA**, MCA (Faculté de Médecine d'Annaba).
- Madame **F. BOUZEBDA**, MCA (Université El Tarf).
- Monsieur **N. ALLOUI**, professeur (Université de Batna).
- Monsieur **H. NEZZAL**, professeur (Université Constantine 3).

Je vous adresse à tous mes sentiments les plus respectueux.

Mes sincères remerciements et ma gratitude vont à Monsieur **A. BOUKERROU**, directeur du Laboratoire Vétérinaire Régional, pour m'avoir aidé dans la réalisation des prélèvements, et pour sa sympathie et sa disponibilité.

Une pensée et un remerciement particuliers à **A. JOUAN**, du Laboratoire des Dosages Hormonaux à ONIRIS, qui a toujours été là pour moi.

Un très grand merci à Madame **R. HAMZA**, Docteur Vétérinaire au niveau de l'UPC Benboulaid, pour m'avoir tout le temps très bien accueillie, et pour ses précieux conseils.

Merci également à Monsieur **A. ABDELLI**, chercheur au Centre de Recherches en Biotechnologies, pour m'avoir aidé dans la réalisation de la partie statistique.

J'adresse enfin mes sincères remerciements à tous ceux qui m'ont apporté de près ou de loin, aide et conseils lors de l'élaboration de cette thèse de doctorat.

PLAN DE THESE

Introduction générale.....	01
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	
<i>Premier chapitre</i>	
Métabolisme et nutrition	
1. Généralités.....	03
2. Métabolisme énergétique.....	03
2.1 Métabolisme des glucides.....	04
2.1.1 La glycolyse.....	04
2.1.2 La gluconéogenèse.....	05
2.2 Métabolisme des lipides.....	05
2.2.1 La lipogenèse.....	05
2.2.2 La lipolyse.....	06
2.3 Métabolisme des protéines.....	06
2.3.1 Le turn over protéique.....	07
3. Besoins nutritionnels chez le poulet de chair.....	09
3.1 Rappels sur le rôle des nutriments.....	10
3.1.1 Les glucides.....	10
3.1.2 Les protéines.....	11
3.1.3 Les lipides.....	11
3.1.4 Les vitamines.....	12
3.1.5 Les minéraux.....	13
4. Besoins et apports recommandés chez le poulet de chair.....	14
4.1 Besoins énergétiques.....	14
4.2 Besoins en protéines et acides aminés essentiels.....	14
4.3 Besoins phospho- calciques.....	15
4.4 Besoins en oligo-éléments et vitamines.....	15
5. Formulation pratique des aliments.....	17
5.1 Classification des aliments pour poulet de chair.....	17
5.1.1 Matières premières énergétiques.....	18
5.1.2 Matières premières protéiques.....	18
6. Alimentation du poulet de chair.....	18
6.1 Alimentation en phase de démarrage.....	18
6.2 Alimentation en phase de croissance.....	20
6.3 Alimentation en phase de finition.....	20

Deuxième chapitre

Contrôle hormonal de la croissance chez les oiseaux

1. Généralités.....	22
2. Sécrétion et effet de la GH.....	22
3. Effets synergiques d'autres hormones.....	23
4. Hormones thyroïdiennes.....	24
4.1 Origine et synthèse des hormones thyroïdiennes.....	24
4.2 Régulation de la synthèse des hormones thyroïdiennes par l'axe hypothalamo-hypophysaire.....	25
4.3 Les effets des hormones thyroïdiennes.....	26
4.4 Rôle dans l'acquisition de l'homéothermie et la thermogénèse.....	27
4.5 Hormones thyroïdiennes et croissance.....	27

Troisième chapitre

Profil biochimique chez le poulet de chair

1. Introduction.....	31
2. Généralités en biochimie clinique vétérinaire.....	31
2.1 Qualité technique d'une mesure de laboratoire.....	32
2.1.1 Fiabilité d'une technique d'analyse biologique.....	32
2.1.1.1 La spécificité.....	32
2.1.1.2 La sensibilité.....	32
2.1.1.3 Précision et exactitude.....	32
2.1.2 Praticabilité et efficacité d'une technique d'analyse.....	33
2.2 Variation d'une mesure de laboratoire en dehors de toute perturbation pathologique.....	33
2.2.1 Variation analytique.....	33
2.2.2 Variation biologique.....	34
2.3 Intervalles de référence, valeurs usuelles et interprétation clinique des résultats... ..	35
2.3.1 Utilité des intervalles de référence.....	35
2.3.2 Détermination des valeurs usuelles.....	35
2.3.3 Calcul des intervalles de référence (IR)	36
2.3.4 Interprétation des résultats.....	37
2.4 Réalisation pratique des profils biochimiques.....	38
2.4.1 Sérum ou plasma ?.....	38
2.4.2 Choix des anticoagulants.....	38
2.4.3 Volume de sang nécessaire.....	39
3. Paramètres d'intérêt en biochimie des volailles et leurs valeurs usuelles	40
3.1 Les paramètres hépatiques.....	40
3.1.1 Les protéines totales.....	40

3.1.1.1 Fonction –régulation.....	40
3.1.1.2 Interprétation.....	41
3.1.1.3 Valeurs usuelles.....	41
3.1.2 L'albumine.....	41
3.1.2.1 Fonction-régulation.....	41
3.1.2.2 Interprétation.....	42
3.1.2.3 Valeurs usuelles.....	42
3.1.3 La bilirubine.....	42
3.1.3.1 Fonction-régulation.....	42
3.1.4 Les acides biliaires.....	43
3.1.4.1 Fonction-régulation.....	43
3.1.4.2 Interprétation.....	43
3.1.4.3 Valeurs usuelles.....	43
3.1.5 Alanine amino-transférase.....	44
3.1.5.1 Fonction-régulation.....	44
3.1.5.2 Interprétation.....	44
3.1.5.3 Valeurs usuelles.....	44
3.1.6 Aspartate amino-transférase.....	44
3.1.6.1 Fonction-régulation.....	44
3.1.6.2 Interprétation.....	45
3.1.6.3 Valeurs usuelles.....	45
3.1.7 Les phosphatases alcalines.....	45
3.1.7.1 Fonction-régulation.....	45
3.1.7.2 Interprétation.....	45
3.1.8 Le glucose.....	46
3.1.8.1 Fonction-régulation.....	46
3.1.8.2 Interprétation.....	46
3.1.8.3 Valeurs usuelles.....	47
3.1.9 Le cholestérol.....	47
3.1.9.1 Fonction-régulation.....	47
3.1.9.2 Interprétation.....	47
3.1.9.3 Valeurs usuelles.....	48
3.1.10 Les triglycérides.....	48
3.1.10.1 Fonction-régulation.....	48
3.1.10.2 Interprétation.....	48
3.2 Les paramètres rénaux.....	48
3.2.1 L'acide urique.....	48
3.2.1.1 Fonction-régulation.....	48
3.2.1.2 Interprétation.....	49
3.2.1.3 Valeurs usuelles.....	49
3.2.2 L'urée.....	50
3.2.2.1 Fonction-régulation.....	50
3.2.2.2 Interprétation.....	50
3.2.2.3 Valeurs usuelles.....	50
3.2.3 La créatinine.....	51
3.2.3.1 Fonction-régulation.....	51
3.2.3.2 Interprétation.....	51
3.2.3.3 Valeurs usuelles.....	51

3.3 Ionogramme.....	52
3.3.1 Le sodium.....	52
3.3.1.1 Fonction-régulation.....	52
3.3.1.2 Interprétation.....	52
3.3.1.3 Valeurs usuelles.....	53
3.3.2 Le potassium.....	53
3.3.2.1 Fonction-régulation.....	53
3.3.2.2 Interprétation.....	53
3.3.2.3 Valeurs usuelles.....	54
3.3.3 Le chlore.....	54
3.3.3.1 Fonction-régulation.....	54
3.3.3.2 Interprétation.....	54
3.3.3.3 Valeurs usuelles.....	55
3.3.4 Le calcium.....	55
3.3.4.1 Fonction-régulation.....	55
3.3.4.2 Interprétation.....	56
3.3.4.3 Valeurs usuelles.....	56
3.3.5 Le magnésium.....	57
3.3.5.1 Fonction-régulation.....	57
3.3.5.2 Interprétation.....	57
3.3.5.3 Valeurs usuelles.....	58
3.3.6 Le phosphore.....	58
3.3.6.1 Fonction-régulation.....	58
3.3.6.2 Interprétation.....	59
3.3.6.3 Valeurs usuelles.....	59
3.4 Les oligo-éléments.....	59
3.5 Electrophorèse des protéines sériques.....	60

ETUDE EXPERIMENTALE

Quatrième chapitre

Performances de croissance chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.

1. Introduction.....	62
2. Matériel et méthodes.....	63
2.1 Matériel.....	63
2.1.1 Milieu d'étude.....	63
2.1.2 Les animaux.....	65
2.2. Méthodes.....	66
2.2.1 Conditions d'élevage.....	66
2.2.2 L'aliment.....	66
2.2.3 Plan de prophylaxie.....	69

2.2.4 Performances zootechniques.....	69
2.2.4.1 Le poids vif.....	69
2.2.4.2 La consommation alimentaire.....	70
2.2.4.3 L'indice de consommation.....	70
2.2.4.4 Le taux de mortalité.....	70
2.2.5 Analyse statistique.....	70
3. Résultats et interprétation.....	71
3.1 Résultats.....	71
3.1.1 Le poids vif.....	71
3.1.2 Consommation alimentaire et indice de consommation.....	72
3.1.3 Taux de mortalité.....	73
3.2 Interprétation.....	74

Cinquième chapitre

**Effet de l'âge, du poids, et de la souche sur les concentrations
plasmatiques de quelques paramètres biochimiques sanguins chez le
poulet de chair**

1. Introduction.....	77
2. Matériel et méthodes.....	78
2.1 Matériel.....	78
2.1.1 Milieu d'étude.....	78
2.1.2 Les animaux.....	78
2.2 Méthodes.....	78
2.2.1 Les prélèvements.....	78
2.2.1.1 Méthodes de prélèvements.....	78
2.2.1.2 Conservation et transport des échantillons.....	79
2.2.2 Méthodes de dosage des paramètres biochimiques.....	79
2.2.2.1 Les protéines totales.....	80
2.2.2.2 L'albumine.....	80
2.2.2.3 La créatinine.....	80
2.2.2.4 L'urée.....	81
2.2.2.5 L'acide urique.....	81
2.2.2.6 Le glucose.....	81
2.2.2.7 Le cholestérol.....	81
2.2.2.8 Les triglycérides.....	82
2.2.2.9 ASAT.....	82
2.2.2.10 ALAT.....	83
2.2.2.11 Bilirubine totale.....	83
2.2.2.12 Le calcium.....	83

2.2.2.13 Le magnésium.....	84
2.2.2.14 Le phosphore.....	84
2.2.2.15 Sodium-potassium-chlore.....	84
2.2.2.16 Le fer.....	84
2.2.2.17 La thyroxine libre.....	84
2.2.3 Analyse statistique.....	85
3. Résultats et interprétation.....	86
3.1 Résultats.....	86
3.1.1 Poids des animaux.....	86
3.1.2 Analyses biochimiques.....	86
3.2 Interprétation.....	91
3.2.1 Métabolisme des protéines.....	92
3.2.2 Métabolisme des glucides.....	96
3.2.3 Métabolisme des lipides.....	97
3.2.4 Les paramètres hépatiques.....	97
3.2.5 Métabolisme des minéraux.....	98
3.2.6 Evaluation de la fonction thyroïdienne : dosage de la thyroxine libre.....	100

Sixième chapitre

Electrophorèse des protéines sériques sur des prélèvements de sang de poulet de chair

1. Introduction.....	105
2. Matériel et méthodes.....	106
2.1 Matériel.....	106
2.1.1 Milieu d'étude.....	106
2.1.2 Les animaux.....	106
2.2. Méthodes.....	106
2.2.1 Les prélèvements.....	106
2.2.2 Méthodes de dosage.....	107
2.2.2.1 Electrophorèse capillaire de zone.....	107
2.2.2.2 Dosage des protéines totales.....	107
2.2.2.3 Dosage de l'albumine.....	107
3. Résultats et discussion.....	108
3.1 Résultats.....	108
3.1.1 Profils d'électrophorèse obtenus.....	108
3.1.2 Résultats protéines totales-albumine-globulines-ratio A/G chez le poulet de chair.....	109
3.1.3 Dosage de l'albumine.....	109
3.2 Discussion.....	110

Septième chapitre

**Détermination des intervalles de références pour les paramètres
biochimiques sanguins chez le poulet de chair**

1. Introduction.....	114
2. Matériel et méthodes.....	115
2.1 Matériel.....	115
2.1.1 Milieu d'étude.....	115
2.1.2 Constitution de l'échantillon de référence.....	115
2.1.2.1 Les critères d'inclusion et d'exclusion.....	115
2.1.2.2 Les critères de partition.....	115
2.2 Méthodes.....	116
2.2.1 Les prélèvements.....	116
2.2.2 Choix des analyses biochimiques.....	116
2.2.3 Analyse statistique.....	117
2.2.3.1 Histogramme de fréquence.....	117
2.2.3.2 Coefficient d'asymétrie et d'aplatissement.....	118
2.2.3.3 Q-Q plot et droite de Henry.....	118
2.2.3.4 Test de normalité de Shapiro-wilk.....	118
3. Résultats et interprétation.....	119
3.1 Résultats.....	119
3.1.1 Les paramètres hépatiques.....	120
3.1.1.1 Chez la souche Isa 15.....	120
3.1.1.1.1 Statistique descriptive.....	120
3.1.1.1.2 Histogrammes de fréquence.....	120
3.1.1.1.3 Droites de Henry.....	122
3.1.1.1.4 Test de Shapiro-wilk.....	123
3.1.1.2 Chez la souche Arbor acres.....	124
3.1.1.2.1 Statistique descriptive.....	124
3.1.1.2.2 Histogrammes de fréquence.....	125
3.1.1.2.3 Droites de Henry.....	126
3.1.1.2.4 Test de Shapiro-wilk.....	128
3.1.2 Les paramètres rénaux.....	128
3.1.2.1 Chez la souche Isa 15.....	128
3.1.2.1.1 Statistique descriptive.....	128
3.1.2.1.2 Histogrammes de fréquence.....	129
3.1.2.1.3 Droites de Henry.....	130
3.1.2.1.4 Test de Shapiro-wilk.....	131
3.1.2.2 Chez la souche Arbor acres.....	132
3.1.2.2.1 Statistique descriptive.....	132
3.1.2.2.2 Histogrammes de fréquence.....	132
3.1.2.2.3 Droites de Henry.....	133

3.1.2.2.4 Test de Shapiro-wilk.....	134
3.1.3 Ionogramme.....	135
3.1.3.1 Chez la souche Isa 15.....	135
3.1.3.1.1 Statistique descriptive.....	135
3.1.3.1.2 Histogrammes de fréquence.....	135
3.1.3.1.3 Droites de Henry.....	137
3.1.3.1.4 Test de Shapiro-wilk.....	139
3.1.3.2 Chez la souche Arbor acres.....	139
3.1.3.2.1 Statistique descriptive.....	139
3.1.3.2.2 Histogrammes de fréquence.....	140
3.1.3.2.3 Droites de Henry.....	141
3.1.3.2.4 Test de Shapiro-wilk.....	143
3.1.4 La sidérémie.....	143
3.1.4.1 Statistique descriptive.....	143
3.1.4.2 Histogrammes de fréquence.....	144
3.1.4.3 Droites de Henry.....	145
3.1.4.4 Test de Shapiro-wilk.....	145
3.1.5 La thyroxine libre.....	146
3.1.5.1 Statistique descriptive.....	146
3.1.5.2 Histogrammes de fréquence.....	146
3.1.5.3 Droites de Henry.....	147
3.1.5.4 Test de Shapiro-wilk.....	147
3.2 Interprétation.....	148
3.2.1 Biais pouvant influencer les résultats.....	148
3.2.2 Applicabilité de l'étude.....	148
3.2.3 Taille de l'échantillon.....	148
3.2.4 Proportion de données exploitables.....	149
3.2.5 Type de distribution et détermination des intervalles de référence.....	149
3.2.6 Comparaison avec les intervalles de référence de la littérature.....	150
3.2.7 Variations physiologiques.....	151
3.2.7.1 L'âge.....	151
3.2.7.2 La souche.....	151
Discussion générale.....	154
Conclusion générale.....	170
Résumé (en français).....	173
Résumé (en anglais).....	174
Résumé (en arabe).....	175
Bibliographie.....	176

LISTE DES TABLEAUX ET DES FIGURES.

Tableaux

Tableau I : Apports recommandés en vitamines dans l'alimentation du poulet de chair en UI/Kg ou en ppm.....	16
Tableau II : Besoins en oligo-éléments du poulet de chair (mg/Kg d'aliment).....	17
Tableau III : Apports recommandés pour poussins en démarrage (0- 21J).....	19
Tableau IV : Apports recommandés pour poussins en croissance (22- 42J).....	20
Tableau V : Apports recommandés pour poussins en finition (43- 56J).....	21
Tableau VI : Recommandations générales de choix des anticoagulants en fonction du type d'analyse à effectuer.....	39
Tableau VII : Valeurs usuelles pour les protéines totales chez le poulet de chair.....	41
Tableau VIII : Valeurs usuelles pour l'albumine chez le poulet de chair.....	42
Tableau IX : Valeurs usuelles pour l'activité de l'ALAT chez le poulet de chair.....	44
Tableau X : Valeurs usuelles pour l'activité de l'ASAT chez le poulet de chair.....	45
Tableau XI: Valeurs usuelles pour le glucose chez le poulet de chair.....	47
Tableau XII: Valeurs usuelles pour le cholestérol chez le poulet de chair.....	48
Tableau XIII : Valeurs usuelles pour l'acide urique chez le poulet de chair.....	49
Tableau XIV : Valeurs usuelles pour l'urée chez le poulet de chair.....	50
Tableau XV : Valeurs usuelles pour la créatinine chez le poulet de chair.....	51
Tableau XVI: Valeurs usuelles pour le sodium chez le poulet de chair.....	53
Tableau XVII : Valeurs usuelles pour le potassium chez le poulet de chair.....	54
Tableau XVIII: Valeurs usuelles pour le chlore chez le poulet de chair.....	55
Tableau XIX: Valeurs usuelles pour le calcium chez le poulet de chair.....	56
Tableau XX: Valeurs usuelles pour le magnésium chez le poulet de chair.....	58
Tableau XXI: Valeurs usuelles pour le phosphore chez le poulet de chair.....	59
Tableau XXII : Valeurs usuelles pour les globulines chez le poulet de chair.....	61
Tableau XXIII : Liste des entités rattachées en gestion directe ou en gestion de portefeuille à Groupe Avicole de l'Est.....	64
Tableau XXIV : Fiche technique de l'entité Spa complexe avicole de Batna.....	65
Tableau XXV : Mouvements des effectifs chez les 02 souches de poulet de chair.....	65
Tableau XXVI : Normes aliment poulet de chair pour la période de démarrage et de croissance.....	67
Tableau XXVII : Normes vitamines poulet de chair pour la période de démarrage et de croissance.....	67
Tableau XXVIII : Normes oligo-éléments poulet de chair pour la période de démarrage et de croissance.....	68
Tableau XXIX : Formulation pour l'aliment démarrage.....	68
Tableau XXX : Formulation pour l'aliment croissance.....	69
Tableau XXXI : Programme vaccinal poulet de chair.....	69
Tableau XXXII : Evolution pondérale des poulets des 02 souches.....	71
Tableau XXXIII : Etat de la consommation par mois et par sujet chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.....	73
Tableau XXXIV : Consommation d'aliment (Kg), poids moyen (Kg), et indice de consommation chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.....	73
Tableau XXXV : Taux de mortalité chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres....	74

Tableau XXXVI : Etapes du dosage radio-immunologique de la thyroxine libre.....	85
Tableau XXXVII : Poids vifs (moyenne±écart-type) chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres (g).....	86
Tableau XXXVIII : Concentrations plasmatiques (moyenne±écart-type) des différents paramètres biochimiques sanguins chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.....	89
Tableau XXXIX : Concentrations plasmatiques (moyenne±écart-type) des différents paramètres biochimiques du métabolisme minéral chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.....	90
Tableau XL : Concentrations plasmatiques (moyenne±écart-type) de l'activité de l'ASAT chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.....	91
Tableau XLI : Concentrations plasmatiques (moyenne±écart-type) de la thyroxine libre chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.....	91
Tableau XLII : Valeurs des protéines totales et des différentes fractions de l'électrophorégramme (en g/L et en %) et ratio A/G chez le poulet de chair.....	109
Tableau XLIII : Valeurs obtenues pour l'albumine plasmatique par CZE et par spectrophotométrie	110
Tableau XLIV : Statistique descriptive des variables protéines totales, ASAT, ALAT, bilirubine totale, glucose, cholestérol et triglycérides chez la souche Isa 15.....	120
Tableau XLV : Interprétation des résultats du S-W pour les paramètres hépatiques chez la souche Isa 15.....	124
Tableau XLVI : Statistique descriptive des variables protéines totales, ASAT, ALAT, bilirubine totale, glucose, cholestérol et triglycérides chez la souche Arbor Acres.....	124
Tableau XLVII : Interprétation des résultats du S-W pour les paramètres hépatiques chez la souche Arbor Acres.....	128
Tableau XLVIII : Statistique descriptive des variables urée, créatinine et acide urique chez la souche Isa 15.....	129
Tableau XLIX : Interprétation des résultats du S-W pour les paramètres rénaux chez la souche Isa 15.....	131
Tableau L : Statistique descriptive des variables urée, créatinine et acide urique chez la souche Arbor Acres.....	132
Tableau LI : Interprétation des résultats du S-W pour les paramètres rénaux chez la souche Arbor Acres.....	134
Tableau LII : Statistique descriptive des variables sodium, potassium, chlore, calcium, phosphore et magnésium chez la souche Isa 15.....	135
Tableau LIII : Interprétation des résultats du S-W pour l'ionogramme chez la souche Isa 15.....	139
Tableau LIV : Statistique descriptive des variables sodium, potassium, chlore, calcium, phosphore et magnésium chez la souche Arbor Acres.....	139
Tableau LV : Interprétation des résultats du S-W pour l'ionogramme chez la souche Arbor Acres.....	143
Tableau LVI : Statistique descriptive de la variable fer chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.....	144
Tableau LVII : Interprétation des résultats du S-W pour la sidérémie chez Isa 15 et Arbor Acres.....	145
Tableau LVIII : Statistique descriptive de la variable thyroxine libre (fT4) chez le poulet de chair (souche Isa 15 et Arbor Acres).....	146
Tableau LIX : Interprétation des résultats du S-W pour la thyroxine libre chez le poulet de chair (souche Isa 15 et Arbor Acres).....	147
Tableau LX : Intervalles de référence proposés pour les paramètres biochimiques chez la souche Isa 15.....	152

Tableau LXI : Intervalles de référence proposés pour les paramètres biochimiques chez la souche Arbor Acres.....	153
Tableau LXII : Intervalles de référence proposés pour la thyroxine libre chez le poulet de chair.....	153
Tableau LXIII : Modifications des paramètres hépatiques chez la volaille.....	165
Tableau LXIV : Modifications des paramètres rénaux chez la volaille.....	167
Tableau LXV : Modifications des électrolytes chez la volaille.....	168
Tableau LXVI : Modifications des fractions de protéines chez la volaille.....	169

Figures

Figure 01 : Schéma de partition des flux énergétiques chez les oiseaux (valeurs moyennes).....	08
Figure 02 : Interconversions possibles des plus importants constituants de l'alimentation.....	09
Figure 03 : Notion de besoin nutritionnel.....	10
Figure 04 : L'hormone de croissance GH : contrôle de production et effets. T3 et T4 : hormones thyroïdiennes. GC : glucocorticoïdes.....	28
Figure 05 : Axe hypothalamo-hypophyso- thyroïdien de régulation de la sécrétion des hormones thyroïdiennes.....	29
Figure 06 : L'axe hypothalamo-hypophyso-thyroïdien et sa régulation chez les Galliformes.....	30
Figure 07 : Variation d'une mesure en dehors de toute perturbation pathologique.....	34
Figure 08 : Taux de mortalité (%) chez différentes espèces de mammifères et d'oiseaux suite à la perte de quantités de sang après prélèvement.....	40
Figure 09 : Filiales de l'EPE ONAB Spa société mère.....	64
Figure 10 : Evolution pondérale chez les poulets de chair de la souche Isa 15 (groupe 01) et les poulets de chair de la souche Arbor Acres (groupe 02).....	72
Figure 11 : Electrophorégrammes obtenus sur 7 prélèvements de plasma de poulets de chair.....	108
Figure 12: Distribution en protéines totales chez la souche Isa15.....	120
Figure 13: Distribution en ASAT chez la souche Isa 15.....	120
Figure 14: Distribution en glucose chez la souche Isa 15.....	121
Figure 15: Distribution en cholestérol chez la souche Isa 15.....	121
Figure 16: Distribution en triglycérides chez la souche Isa 15.....	121
Figure 17: Distribution des valeurs de la variable protéines totales chez la souche Isa 15.....	122
Figure 18: Distribution des valeurs de la variable ASAT chez la souche Isa 15.....	122
Figure 19: Distribution des valeurs de la variable glucose chez la souche Isa 15.....	122
Figure 20: Distribution des valeurs de la variable cholestérol chez la souche Isa 15.....	122
Figure 21: Distribution des valeurs de la variable triglycérides chez la souche Isa 15.....	123
Figure 22: Distribution en protéines totales chez la souche Arbor Acres.....	125
Figure 23: Distribution en ASAT chez la souche Arbor Acres.....	125
Figure 24: Distribution en glucose chez la souche Arbor Acres.....	125
Figure 25 : Distribution en cholestérol chez la souche Arbor Acres.....	125
Figure 26: Distribution en triglycérides chez la souche Arbor Acres.....	126

Figure 27: Distribution des valeurs de la variable protéines totales chez la souche Arbor Acres.....	126
Figure 28 : Distribution des valeurs de la variable ASAT chez la souche Arbor Acres....	126
Figure 29: Distribution des valeurs de la variable glucose chez la souche Arbor Acres...	127
Figure 30: Distribution des valeurs de la variable cholestérol chez la souche Arbor Acres.....	127
Figure 31: Distribution des valeurs de la variable triglycérides chez la souche Arbor Acres.....	127
Figure 32: Distribution en urée chez la souche Isa 15.....	129
Figure 33: Distribution en créatinine chez la souche Isa 15.....	129
Figure 34: Distribution en acide urique chez la souche Isa 15.....	130
Figure 35: Distribution des valeurs de la variable urée chez la souche Isa 15.....	130
Figure 36: Distribution des valeurs de la variable créatinine chez la souche Isa 15.....	130
Figure 37: Distribution des valeurs de la variable acide urique chez la souche Isa 15.....	131
Figure 38: Distribution en urée chez la souche Arbor Acres.....	132
Figure 39: Distribution en créatinine chez la souche Arbor Acres.....	132
Figure 40: Distribution en acide urique chez la souche Arbor Acres.....	133
Figure 41: Distribution des valeurs de la variable urée chez la souche Arbor Acres.....	133
Figure 42 : Distribution des valeurs de la variable créatinine chez la souche Arbor Acres.....	133
Figure 43 : Distribution des valeurs de la variable acide urique chez la souche Arbor Acres.....	134
Figure 44 : Distribution en sodium chez la souche Isa 15.....	135
Figure 45 : Distribution en potassium chez la souche Isa 15.....	135
Figure 46 : Distribution en chlore chez la souche Isa 15.....	136
Figure 47 : Distribution en calcium chez la souche Isa 15.....	136
Figure 48 : Distribution en phosphore chez la souche Isa 15.....	136
Figure 49 : Distribution en magnésium chez la souche Isa 15.....	136
Figure 50 : Distribution des valeurs de la variable sodium chez la souche Isa 15.....	137
Figure 51 : Distribution des valeurs de la variable potassium chez la souche Isa 15.....	137
Figure 52 : Distribution des valeurs de la variable chlore chez la souche Isa 15.....	137
Figure 53 : Distribution des valeurs de la variable calcium chez la souche Isa 15.....	137
Figure 54 : Distribution des valeurs de la variable phosphore chez la souche Isa 15.....	138
Figure 55 : Distribution des valeurs de la variable magnésium chez la souche Isa 15.....	138
Figure 56 : Distribution en sodium chez la souche Arbor Acres.....	140
Figure 57 : Distribution en potassium chez la souche Arbor Acres.....	140
Figure 58 : Distribution en chlore chez la souche Arbor Acres.....	140
Figure 59 : Distribution en calcium chez la souche Arbor Acres.....	140
Figure 60 : Distribution en phosphore chez la souche Arbor Acres.....	141
Figure 61 : Distribution en magnésium chez la souche Arbor Acres.....	141
Figure 62 : Distribution des valeurs de la variable sodium chez la souche Arbor Acres...	141
Figure 63 : Distribution des valeurs de la variable potassium chez la souche Arbor Acres.....	141
Figure 64 : Distribution des valeurs de la variable chlore chez la souche Arbor Acres....	142
Figure 65 : Distribution des valeurs de la variable calcium chez la souche Arbor Acres...	142
Figure 66 : Distribution des valeurs de la variable phosphore chez la souche Arbor Acres.....	142
Figure 67 : Distribution des valeurs de la variable magnésium chez la souche Arbor Acres.....	142
Figure 68 : Distribution en fer chez la souche Isa 15.....	144

Figure 69 : Distribution en fer chez Arbor Acres.....	144
Figure 70 : Distribution des valeurs de la variable fer chez la souche Isa 15.....	145
Figure 71 : Distribution des valeurs de la variable fer chez la souche Arbor Acres.....	145
Figure 72 : Distribution en thyroxine libre chez le poulet de chair (souche Isa 15 et Arbor Acres).....	146
Figure 73 : Distribution des valeurs de la variable thyroxine libre chez le poulet de chair (souche Isa 15 et Arbor Acres).....	147

Abréviations

A/G : Rapport Albumine/Globulines.

4-AAP: 4-Amino Antipyrine.

ACPC: Aliment croissance poulet de chair.

ADP: Adenosine Diphosphate.

ADPC: Aliment démarrage poulet de chair.

AGL : Acides Gras Libres.

ALAT: Alanine Amino Transférase.

ASAT: Aspartate Amino Transférase.

ATP: Adenosine Triphosphate.

BCG: Bromocresol Green.

BCP: Bromocresol Purple.

CMV: Complexe mineral vitaminé.

4CP: 4 Chlorophénol.

CZE: Capillary Zone Electrophoresis.

DAP: Dihydroxy Acetone Phosphate.

EB: Energie brute.

ECT: Ecart-type.

ED: Energie digestible.

EDTA: Acide Ethylène Diamine Tétra Acétique.

EM: Energie métabolisable.

FAO: Food and Agriculture Organization.

GC: Glucocorticoïdes.

GK: Glycerol Kinase.

GH: Growth Hormone.

GHIF: Growth Hormone Inhibiting Factor.

GHRF: Growth Hormone Releasing Factor.

GLD: Glutamate Déshydrogénase.

G6P : Glucose-6 Phosphate.

G-6-PDH : Glucose-6-Phosphate Déshydrogénase.

GPO: Glycerol Phosphatase Oxydase.

HBA: Acide Hydroxy Benzoïque.

HDL: High Density Lipoprotein.

HK: Hexokinase.

HO: Hème Oxygénase.

H2O2: Peroxyde d'Hydrogène.

IC: Indice de Consommation.

IFCC: International Federation of Clinical Chemistry.

IGF1: Insulin Like Growth Factor 1.

IGF2: Insulin Like Growth Factor 2.

IR: Intervalle de Référence.

ITAVI : Institut Technique de l'Aviculture.

LDL: Low Density Lipoprotein.

NAD: Nicotinamide Adénine Dinucléotide.

NADH : Nicotinamide Adénine Dinucléotide Réduite.

NRC : National Research Council.

ONAB : Office National de l'Aliment du Bétail.

PAL : Phosphatase Alcaline.

Sm : Somatomédines.

T3 : Triiodothyronine.

T4 : Thyroxine.

TBG: Thyroxin Binding Globulin.

TBHB: 2, 4, 6 Acide Tribromo-3 Hydroxy Benzoïque.

TBPA: Thyroxin Binding Pre Albumin.

TH: Thyroid Hormone.

TRH: Thyrotrophin Releasing Hormone.

TSH: Thyroid Stimulating Hormone.

TTR: Transthyrétine.

UPC: Unité de Poulet de Chair.

VLDL: Very Low Density Lipoprotein.

VPP: Valeur Prédictive Positive.

VPN: Valeur Prédictive Négative.

Introduction générale

Couramment utilisés en médecine vétérinaire, les examens sanguins constituent un examen complémentaire de choix dans de nombreuses situations. La gestion des anomalies chez la volaille implique de comprendre comment est ce qu'un processus pathologique peut modifier les paramètres biologiques du corps. En effet, comme les signes cliniques des maladies chez la volaille sont souvent peu pathognomoniques, les analyses biochimiques sont nécessaires pour en caractériser l'origine physiopathologique. La biochimie clinique se cantonne à la recherche ou au dosage de molécules pouvant être témoins d'une pathologie, en renseignant sur le statut d'un organe. Mais souvent, un paramètre biochimique n'est pas spécifique d'un organe et il faut combiner les dosages de plusieurs paramètres biochimiques pour statuer sur l'état d'un organe (Hochleithner, 2013).

Le travail du vétérinaire spécialisé en biochimie clinique consiste à interpréter les résultats en fonction du bilan biologique dans son ensemble avec l'aide du clinicien. Cette interprétation prend en compte les caractéristiques physiologiques (âge, espèce, race,...) et les symptômes repérés par le clinicien dans le but d'aboutir au diagnostic et au pronostic de la pathologie. Evaluer correctement un profil biochimique nécessite la connaissance des spécifications des tests, des intervalles des valeurs de références correctes pour un test et un animal donnés, (espèce, race, sexe, âge) ainsi que des maladies qui peuvent induire les changements observés (Harris, 2009). C'est pour cela que la première tâche est d'établir des valeurs de référence de sa population de travail, la valeur de référence étant celle obtenue par l'observation ou la mesure sur des individus supposés sains et sélectionnés à l'aide de critères bien définis (Henny, 2011); c'est-à-dire, se trouvant dans un état de santé décrit avec clarté et précision. Les analyses biochimiques sont d'une importance capitale dans le dépistage, le diagnostic et le suivi des malades. Il s'agit d'examens très souvent demandés en pratique médicale, mais l'exploitation des renseignements contenus dans ces résultats est souvent incomplète. Pour utiliser correctement les résultats de ces analyses, il faut connaître les valeurs de références et définir leurs variations physiologiques, ainsi que leurs variations pathologiques. Bien que rarement utilisée chez la volaille pour des raisons de difficultés techniques et d'interprétation (Harr, 2006), la biochimie fait partie de ces examens qui peuvent apporter de précieuses

informations sur l'état de santé de l'animal. Il serait dommage de se priver de cet outil précieux dans les espèces où les tables de référence sont rares et mal documentées.

A notre connaissance, il semblerait que les études sur le profil biochimique chez le poulet de chair n'ont jusque là jamais été menées en Algérie. L'objectif de notre travail est de déterminer les valeurs usuelles ou de référence des paramètres biochimiques sanguins chez 02 souches de poulet de chair importées dans notre pays. Les recherches conduites dans le cadre de cette thèse visent à renforcer les connaissances actuelles sur le profil biochimique chez le poulet de chair afin de permettre son utilisation en tant qu'outil diagnostique et pronostic dans nos élevages.

Le plan de cette thèse est présenté sous forme de chapitres, les trois premiers chapitres de la partie bibliographique consistent en des rappels sur le métabolisme et la nutrition des oiseaux, sur le contrôle hormonal de la croissance chez les oiseaux, et sur les valeurs usuelles retrouvées dans la littérature concernant les principaux paramètres biochimiques investigués chez le poulet de chair.

La partie expérimentale regroupe les quatrième, cinquième, sixième, et septième chapitres. Dans le quatrième chapitre, sont déterminées les performances de croissance chez la souche Isa 15 et chez la souche Arbor Acres. Dans le cinquième chapitre, nous abordons l'effet de l'âge, du poids et de la souche sur les concentrations plasmatiques de quelques paramètres biochimiques sanguins chez le poulet de chair. Le sixième chapitre est consacré à la détermination du profil électrophorétique du poulet de chair par une technique encore peu utilisée sur des prélèvements de plasma aviaire qui est l'électrophorèse capillaire. Enfin, dans le septième chapitre sont proposés les intervalles de référence pour les différents paramètres biochimiques dosés chez les deux souches d'animaux étudiées.

Nous terminerons ce travail par une discussion générale, une conclusion générale, et proposerons les travaux en perspective.

METABOLISME ET NUTRITION

1. GENERALITES

Les oiseaux sont des animaux homéothermes. Cela signifie qu'ils peuvent maintenir leur température corporelle en utilisant leurs réserves énergétiques. Cette caractéristique les a rendus moins dépendants des conditions environnementales. Malgré tout, les oiseaux sont dépendants des apports alimentaires en particulier énergétiques.

On distingue deux grands types de besoins énergétiques chez les oiseaux (Figure 01). Le premier correspond aux besoins d'entretien, et il est nécessaire au strict maintien de l'homéostasie (glycémie, température, pression osmotique, pH etc.. .) et de l'équilibre énergétique. Dans cette situation il n'y a ni perte, ni gain des réserves énergétiques, c'est le maintien de la vie. La deuxième utilisation de l'énergie est pour couvrir les besoins de production fondamentale pour tout élevage. Cela représente les dépenses énergétiques liées à la synthèse de tissus (muscles, plumes, organes etc ...) mais aussi aux pertes de chaleur liées aux réactions chimiques qui n'ont pas une efficacité de 100%.

Les oiseaux puisent leurs sources d'énergie dans les glucides, les lipides et les protéines alimentaires. Chaque source d'énergie est employée de façon spécifique à sa nature (Audren, 1998).

2. METABOLISME ENERGETIQUE

Tout être vivant a besoin d'énergie pour maintenir son organisme, sa température corporelle (thermorégulation) et pour d'autres fonctions comme la reproduction ou la croissance qui nécessitent de nombreuses synthèses, et les activités physiques (marche, nage, vol). L'animal est considéré comme un système physique ouvert et il échange de l'énergie et de la matière avec son environnement. Lors de la prise alimentaire, de l'énergie entre sous forme chimique, elle est soit transformée pour être utilisée sous forme d'ATP, soit mise en réserve ; elle permet ainsi de répondre aux dépenses énergétiques de chaque organisme.

L'énergie est fournie par oxydation de différents substrats énergétiques qui proviennent majoritairement de l'alimentation : lipides, glucides mais aussi protéines. Le régime alimentaire et l'état physiologique de l'individu vont faire varier la proportion de ces différents substrats dans la production d'énergie. En effet, en période postprandiale, les glucides vont constituer la principale source d'énergie. Par contre lors d'un jeûne, les substrats vont provenir des réserves de nature lipidique et glucidique constituées préalablement. La nature du substrat utilisé va dépendre également de l'organe concerné et même à l'échelle cellulaire d'un tissu, ses constituants sont spécialisés dans l'utilisation de tel ou tel substrat énergétique (Bernard, 2002).

Les 3 formes de stockage sont les lipides, les protéines et les glucides (Groscolas, 1989). Chez les mammifères et les oiseaux, les protéines peuvent être mobilisées mais comme elles sont vitales à l'organisme, elles ne le sont qu'en dernier recours (Le Maho et al., 1988). Pourtant, lors d'un jeûne prolongé, l'utilisation des protéines commence alors que les réserves lipidiques sont encore présentes. L'assimilation, le stockage et l'utilisation de l'énergie issue des nutriments constituent un système homéostasique qu'il est important de maintenir : la balance énergétique varie d'une situation équilibrée à un déséquilibre contre lequel il va falloir lutter (Chérel et Groscolas, 1999). Par exemple, lors d'un jeûne, la balance énergétique est négative : les graisses sont mobilisées pour libérer des acides gras comme fuels métaboliques (Raclot, 2003).

2.1 METABOLISME DES GLUCIDES

2.1.1 La glycolyse

La glycolyse est une voie métabolique d'assimilation du glucose et de production d'énergie. Mais pour atteindre cette voie métabolique, le glucose doit d'abord être phosphorylé. Le pyruvate peut par la suite être métabolisé en acétyl-CoA, lequel peut par la suite entrer dans le cycle de l'acide citrique où il sera oxydé en CO_2 et en H_2O et ainsi libérer de l'énergie sous forme d'ATP (Mayes, 1989a).

La glycolyse est présente dans toutes les cellules de l'organisme. Elle peut se faire soit en milieu anaérobie ou en milieu aérobie. Dans les deux cas, les réactions sont les mêmes. Les produits terminaux ne sont pas identiques. Il faut aussi noter que la glycolyse anaérobie doit dégrader plus de glucose pour donner la même quantité d'énergie (Mayes, 1989b).

Le glycogène stocké surtout dans les muscles et le foie, est la principale forme de réserve glucidique chez les animaux. Le glycogène est une source de glucides rapidement disponible pour la glycolyse, surtout pendant un court jeûne ou entre les repas. Quand les besoins se font

sentir, le glycogène est transformé en glucose sous l'action de la phosphorylase. Cette libération de glucose entraîne une augmentation de la glycémie sanguine (Mayes, 1989c).

2.1.2 La gluconéogenèse

La gluconéogenèse est l'ensemble des mécanismes responsables de la conversion de substances non glucidiques en glucose. Les sources principales de précurseurs pour cette voie métabolique sont les acides aminés glucoformateurs, le lactate, et le glycérol (Mayes, 1989d). Il faut noter que la gluconéogenèse mobilise des acides aminés qui ne seront alors plus disponibles pour la synthèse protéique. Cette diversion des acides aminés qui étaient destinés à la synthèse de tissus peut nuire aux performances zootechniques des oiseaux. A l'éclosion, le poussin passe d'un aliment riche en lipides, le jaune d'œuf, à un aliment riche en glucides, les céréales. Pendant les derniers jours de l'incubation, le poussin utilise la gluconéogenèse pour transformer une partie des lipides en sucres. Il peut ainsi supporter les différenciations et la maturation de ses tissus. La gluconéogenèse se fait principalement dans les cellules du foie où il apparaît une préférence pour le lactate, suivi du pyruvate puis du glycéraldéhyde. Comparativement aux mammifères, l'alanine est peu utilisée comme source de glucose par les oiseaux (Hazelwood, 1986).

2.2 METABOLISME DES LIPIDES

Les acides gras sont une forme de mise en réserve d'énergie chez les oiseaux. Les surplus énergétiques provenant de l'alimentation sont stockés sous forme de triglycérides dans différentes parties de l'organisme. Chez des poulets de chair âgés de 41 à 60 jours, 42% des lipides corporels totaux se retrouvent associés à la peau, 24% au squelette, 22% aux viscères, dont 15% sont dans la masse de gras abdominal et 7% sont présents dans les muscles (Nir et al., 1988). Le gras abdominal représente de 10 à 20 % des lipides totaux chez le poulet de chair (Leeson et Surnmers, 1980). Chez toutes les espèces avicoles, il existe une corrélation positive ($r=0.92$) entre l'importance des tissus adipeux abdominaux et l'engraissement général, et il est ainsi possible de l'utiliser pour estimer la quantité de gras de la carcasse des poulets de chair (Leclercq, 1983).

2.2.1 La lipogenèse

Comme les aliments des poulets sont riches en céréales, les surplus énergétiques alimentaires proviennent principalement de l'amidon. Le métabolisme des oiseaux permet donc de

transformer l'énergie contenue dans les glucides alimentaires et de les mettre en réserve sous forme de triglycérides. Le mécanisme employé à cette fin est la lipogénèse.

Le glucose, à la suite d'une glycolyse produit du glycérol et du pyruvate. Ce dernier participe à la synthèse d'acétyl-CoA lors du cycle de Krebs. L'acétyl-CoA est l'unité de base dicarbonée nécessaire à la synthèse des acides gras (Mayes, 1989e). C'est principalement dans les hépatocytes que la lipogénèse se produit chez les oiseaux. Les cellules du tissu adipeux ont une activité de synthèse réduite, et servent surtout comme tissus de stockage. Pour la synthèse des acides gras, les cellules hépatiques utilisent l'hydrogène du NADPH-H⁺ et de l'énergie provenant de l'ATP.

Une différence importante entre les mammifères et les oiseaux est que ces derniers synthétisent une plus grande proportion d'acides gras désaturés (Larbier et Leclercq, 1992).

2.2.2 La lipolyse

Les réserves adipeuses peuvent être mobilisées et fournir de l'énergie quand les besoins de l'oiseau augmentent. Dans ce cas, les triacylglycérols présents dans les tissus adipeux subissent la lipolyse pour fournir des acides gras libres (AGL). Ces derniers sont par la suite transformés en acétyl-CoA. De là, ils peuvent être disponibles soit pour le cycle de l'acide citrique ou bien pour la synthèse de corps cétoniques (Mayes, 1989f).

2.3 METABOLISME DES PROTEINES

Les acides aminés libres qui circulent ou qui sont dans les tissus constituent des pools dont le résultat est le bilan entre l'utilisation et les apports. Les acides aminés libres sont d'origine digestive, c'est à dire qu'ils proviennent des aliments ingérés, ou bien ils sont le résultat des réactions métaboliques. Dans l'organisme, les protéines tissulaires recyclent continuellement les acides aminés, et elles entraînent la libération dans l'organisme d'une petite fraction d'acides aminés endogènes. L'utilisation des protéines par l'organisme est variée. D'une part, la synthèse protéique permet l'élaboration de nouvelles protéines pour le développement des tissus, et d'un autre côté, la dégradation protéique libère de l'acide urique, qui produit de l'azote, des glucides par la gluconéogenèse et des lipides par la lipogénèse, mais aussi du gaz carbonique et de l'énergie (Larbier et Leclercq, 1992).

Contrairement aux végétaux et aux bactéries, les oiseaux ne peuvent pas synthétiser tous les acides aminés dont ils ont besoin. L'alimentation doit donc être la source de ces acides aminés dits essentiels. Il existe deux grands types d'acides aminés : les essentiels (AAE), c'est-à-dire ceux que le métabolisme n'est pas capable de synthétiser et les acides aminés non essentiels

(AANE). Chez le poulet, méthionine, lysine, thréonine, tryptophane, leucine, isoleucine, valine, arginine, histidine, sérine et phénylalanine sont essentiels (Quentin et al., 2004).

Les acides aminés présents en excès dans l'organisme ne peuvent pas être mis en réserve comme c'est le cas des glucides et des lipides. Tous les excès d'acides aminés, c'est à dire ceux qui n'ont pas été utilisés pour les besoins d'entretien ou de production seront catabolisés. Le groupement aminé de l'acide est séparé de la molécule puis éliminé, dans un premier temps, sous forme d'acide urique. Le groupe carboné peut être employé pour des fins énergétiques via la gluconéogenèse ou la liponéogénèse, ou bien être oxydé en CO₂ (Rodwell, 1989).

Pour la production d'acide urique, l'oiseau utilise la transamination et la désamination oxydative. L'azote contenu dans l'urine des oiseaux se retrouve principalement sous forme d'acide urique (80%). Les autres constituants sont des sels d'ammonium, de l'urée, de la créatine et des acides aminés libres. La faible quantité d'urée retrouvée dans l'urine des oiseaux provient de la dégradation de l'arginine par l'arginase. La composition de l'aliment peut influencer la concentration des urines de l'oiseau. Dans le cas d'un jeûne, l'uricémie diminue, ce qui fait baisser la concentration de l'acide urique. Au contraire, dans le cas d'une alimentation riche en protéines, l'excrétion rénale d'acide urique augmente.

Pour que le potentiel génétique de croissance et de production de l'oiseau soit pleinement exprimé, il faut s'assurer que la synthèse protéique soit maximale. Ainsi, il faut que chaque acide aminé soit disponible en quantité adéquate pour obtenir les meilleures performances (Yadalam, 2001). Pour obtenir un équilibre entre l'ensemble des acides aminés, il est préférable de combiner des matières premières complémentaires. Dans le cas où tous les besoins en acides aminés sont comblés sans qu'il y ait excès, on est en présence de l'apport protéique idéal (Larbier et Leclercq, 1992).

2.3.1 Le turn -over protéique

Le « turn-over protéique » est un phénomène qui décrit la dynamique de la synthèse et de la dégradation simultanées des protéines. Dans le cas où la synthèse est supérieure à la dégradation, il y a augmentation du poids corporel, l'animal est en croissance. Si la dégradation est supérieure à la synthèse, il y a une diminution du poids corporel, ce qui est une situation à éviter, car cela signifie que les tissus ne se régénèrent plus. Le taux de croissance est très élevé chez les jeunes oiseaux. Cela peut provenir soit d'une forte synthèse protéique, ou bien d'une faible dégradation des tissus. Plus un animal vieillit, plus la différence entre la synthèse et la dégradation diminue. C'est pour cette raison que le gain de poids des oiseaux adultes est proportionnellement plus faible que celui des jeunes poussins

(NRC, 1994). Le poids des oiseaux augmente avec l'âge, et inversement, le gain de poids diminue avec le vieillissement. Les besoins en protéines varient en fonction de l'âge des oiseaux, car les besoins d'entretien et de croissance ou de production varient en fonction de leur stade physiologique (Audren, 1998). L'équilibre protéique est donc fondamental. L'aliment coûte cher, mais est l'un des principaux déterminants du résultat technique. Une formule alimentaire mal ajustée particulièrement en protéines peut annuler la marge bénéficiaire de la production de poulet de chair (Quentin et al., 2004).

Le métabolisme des oiseaux est capable de s'adapter aux différentes conditions énergétiques de l'organisme. Suite à un repas, les excès d'énergie sont mis en réserve dans les sites de stockage. Mais en cas de besoin pour le métabolisme basal, pour la croissance ou la production, l'organisme dispose de mécanismes pouvant mobiliser l'énergie nécessaire au bon fonctionnement de ces activités métaboliques. Ainsi, les glucides, lipides et dans une moindre mesure les acides aminés peuvent être dirigés vers différentes voies métaboliques selon l'état physiologique de l'animal (Figure 2).

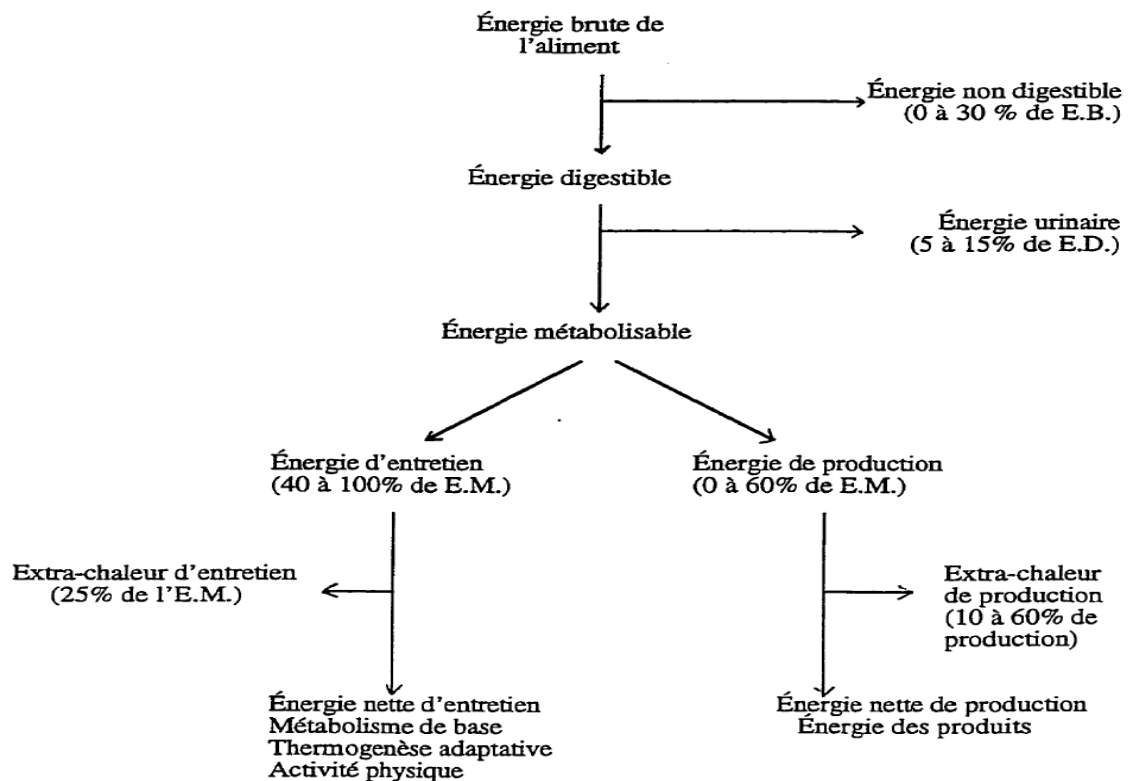


Fig 01.

Schéma de partition des flux énergétiques chez les oiseaux (valeurs moyennes)

(Larbier et Leclercq, 1992).

L'alimentation des oiseaux doit fournir l'ensemble des éléments nutritifs nécessaires au maintien de leur organisme déjà édifié, mais aussi à la synthèse de nouveaux tissus. L'ensemble des besoins varie en fonction de l'âge, de la nature de la synthèse et de son rendement, mais aussi, des besoins spécifiques de chaque constituant de l'organisme. Le système digestif présente une croissance précoce, mais sa proportion par rapport au poids de l'oiseau est de moins en moins importante à mesure que celui-ci s'approche de son poids adulte. La croissance du squelette est plus progressive, et les membres postérieurs se développent plus vite que les muscles pectoraux. Il faut donc tenir compte de tous ces facteurs pour estimer les besoins nutritionnels, et pour maximiser la qualité de la carcasse (Larbier et Leclercq, 1992).

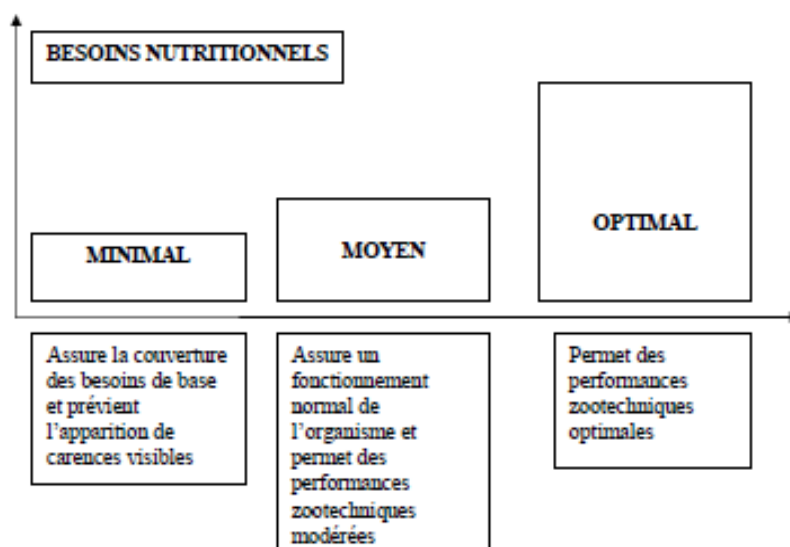


Fig 03.

Notion de besoin nutritionnel (Joavello, 2007).

3.1 RAPPELS SUR LE ROLE DES NUTRIMENTS

3.1.1 Les glucides

Les glucides représentent l'essentiel des composants organiques du régime alimentaire de la volaille. Ils proviennent pratiquement des végétaux. Un nombre relativement faible de glucides (glycogène et glucose) sont présents dans le corps animal, où ils accomplissent la majorité des fonctions métaboliques cruciales. Les glucides retrouvés dans les matières premières sont de deux types: les glucides insolubles, principalement la cellulose et l'hémicellulose qui ne sont pas digestibles chez les monogastriques dont les volailles, et les glucides solubles qui constituent les réserves d'énergie dans les aliments. L'amidon est le seul

glucide utilisable par les volailles d'où l'importance des céréales dans les aliments destinés aux oiseaux domestiques. Ses principales sources sont les céréales, les racines et les tubercules. Lors de la digestion, l'amidon est décomposé en glucose (monosaccharide pouvant traverser les cellules muqueuses intestinales) par les enzymes de la digestion : α -amylase et α -glucosidase (Ngom, 2004).

3.1.2 Les protéines

Les protéines de l'aliment comme celles du tube digestif sont des composés organiques complexes de poids moléculaire très élevé. Elles sont hydrolysées en acides aminés avant d'être absorbées par les cellules intestinales.

Les acides aminés ou unités de protéines sont au nombre de 18, dont 11 indispensables (lysine, méthionine, tryptophane, thréonine, histidine, valine, leucine, isoleucine, tyrosine, phénylalanine et arginine), 4 semi-indispensables (cystéine, sérine, proline et glycine), et 3 non indispensables (alanine, acide aspartique et acide glutamique).

Les acides aminés indispensables ou essentiels ne peuvent pas être synthétisés par l'animal, par conséquent, ils doivent être nécessairement apportés par le régime alimentaire en quantité suffisante. Les acides aminés dits « semi-indispensables » peuvent être synthétisés soit en quantité trop faible, soit en faisant appel à des acides aminés indispensables comme précurseurs (Rudeaux et Bastianelli, 2003). En aviculture, la lysine et la méthionine sont les deux acides aminés essentiels les plus représentés dans les pré-mélanges ajoutés dans les aliments finis pour des raisons liées à la particularité de leurs propriétés biologiques. La lysine exerce une action physiologique hématopoïétique en augmentant le taux d'hémoglobine et d'hématies, elle accélère indirectement la croissance des jeunes oiseaux et favorise la pigmentation du plumage. La méthionine joue un rôle particulier dans la biosynthèse des protéines, puisque toutes les chaînes protéiques démarrent par l'incorporation d'une méthionine en position N-terminale. En d'autres termes, la valeur biologique d'un aliment, évaluée sur la base de ses caractéristiques qualitatives dépend de la présence d'une quantité adéquate de méthionine (Cissé et al., 1996).

3.1.3 Les lipides

La supplémentation des rations alimentaires des volailles avec des quantités moyennes à élevées de matières grasses est courante, surtout dans la production des poulets de chair. Les matières grasses augmentent la concentration énergétique des aliments (de 2 à 10 %) et donc diminuent les indices de consommation (Larbier et Leclercq, 1992). Elles facilitent de la

même façon l'incorporation des matières riches en protéines et pauvres en énergie comme la plupart des tourteaux mais augmentent le besoin en vitamines E et B2 (Gongnet et al., 1995). Dans la pratique, les graisses les plus utilisées sont les sous produits des huileries et des abattoirs de bovins et volailles (Larbier et Lec1ercq, 1992).

Le contenu lipidique de la ration détermine la teneur et la nature des graisses animales (Lessire, 1995). Les graisses neutres ou triglycérides constituent la majorité des lipides (environ 98%) et représentent la forme d'énergie la plus concentrée. Un gramme de lipides procure 9,3 à 9,6 kcal par rapport à 3,7 kcal pour un glucide représentatif. Dans le tube digestif, les triglycérides sont hydrolysés en acides gras libres et en glycérol. Seulement trois acides gras sont considérés comme essentiels pour la volaille. Il s'agit de l'acide linoléique, l'acide linoléique et l'acide arachidonique (Larbier et Lec1ercq, 1992).

La carence en acides gras essentiels se manifeste par un refus de consommation de l'aliment et une réduction de la croissance. En plus des glycérides, les graisses utilisées dans la supplémentation lipidique renferment d'autres composés tels que les lipides saponifiables (phospholipides, sphingolipides, glycolipides et lipoprotéines) et les lipides non-saponifiables (stéroïdes et quelques vitamines liposolubles).

Les phospholipides sont des esters de glycérol dans lesquels deux des groupes hydroxyl de glycérol sont estérifiés par les acides gras à longue chaîne et le troisième avec de l'acide phosphorique.

Les sphingolipides contiennent la sphingosine, un alcool aminé au lieu d'un glycérol à laquelle sont ajoutés un acide gras, un phosphate et une choline.

Parmi ces lipides, la lécithine, la choline et le cholestérol jouent une fonction essentielle en alimentation aviaire. Par conséquent, leurs teneurs dans les aliments pour volailles doivent être prises en compte dans la formulation des rations.

Les lécithines qui constituent les phospholipides les plus courants dans la graisse végétale servent d'agent émulsifiant dans l'industrie alimentaire.

La choline est une molécule particulière retrouvée dans les phospholipides. En tant que stimulant de croissance, elle est très efficace dans la prévention du foie gras et de la pérose. Le cholestérol est un précurseur d'hormones stéroïdes (testostérone, œstrogène, corticostérone etc..), de vitamine D, et d'acides biliaires (Ngom, 2004).

3.1.4 Les vitamines

Les vitamines sont des substances organiques qui agissent comme cofacteurs dans de très nombreuses réactions enzymatiques, elles interviennent à de très faibles doses dans

l'organisme mais sont indispensables à la vie. L'organisme est incapable de les synthétiser, elles doivent donc être apportées en quantité suffisante dans la ration alimentaire.

En pratique, elles sont généralement complexées avec les minéraux dans un support organique commercialisé sous la dénomination de CMV par les industriels (Ngom, 2004).

Certains facteurs entraînent une augmentation directe des besoins en vitamines. Il s'agit :

- des températures élevées qui causent une baisse nette de l'ingéré alimentaire, donc de l'apport en vitamines.
- de la teneur énergétique de la ration dont l'augmentation entraîne la baisse de l'ingéré alimentaire. En outre, l'accroissement de la valeur énergétique de la ration provoque une augmentation spécifique des besoins en vitamines B1, B2, et acide pantothénique qui participent aux réactions du métabolisme énergétique.
- de l'addition de graisse dans la ration qui accroît les besoins en vitamines E dont l'activité anti-oxydante permet de limiter la formation de peroxydes toxiques pour la cellule, en particulier en dégradant les vitamines A, D et K.
- de la teneur en protéines de l'aliment dont la baisse augmente les besoins en vitamine A, l'absorption de cette dernière étant liée à l'apport protéique.
- des conditions d'élevage, en particulier le stress qui est un mécanisme consommateur d'énergie et de vitamines. Dans ce cas, les apports de vitamines peuvent devenir insuffisants par rapport aux besoins de base (Jaovello, 2007).

3.1.5 Les minéraux

Les minéraux sont des constituants essentiels du tissu osseux (calcium, phosphore) ou de l'équilibre osmotique de l'animal (sodium, chlore, potassium). Les plus importants sont le phosphore, le calcium et le sodium qui jouent un rôle essentiel aussi bien dans l'équilibre humoral que dans la formation du squelette et de la coquille. Toute recommandation en minéraux doit tenir compte d'abord du niveau de production des animaux, puis de certains facteurs externes (dont certains altèrent l'ingéré alimentaire). On peut citer la présence éventuelle sous forme de complexe du minéral dans la source utilisée, les interactions entre nutriments, le niveau énergétique des aliments, la température ambiante et les stress dûs aux maladies ou à la surpopulation.

L'apport de phosphore pose toujours des problèmes car on le retrouve sous forme phytique dans les graines des végétaux telles que le maïs qui n'a pas de phytases. Ce phosphore n'est pas utilisé par les oiseaux, pour lesquels on ne considérera comme « disponible » que le phosphore non-phytique, soit le tiers du phosphore total des graines.

La fourniture du chlorure de sodium est indispensable puisque l'alimentation végétale est largement déficiente en sodium, mais riche en potassium (Joavello, 2007).

Les oligo-éléments agissent dans de nombreuses fonctions essentielles pour la vie et la croissance du poulet. Ces oligo-éléments sont principalement le fer, le zinc, le cuivre, le manganèse, l'iode et le sélénium. Leur supplémentation en élevage intensif optimise les performances zootechniques (Rudeaux et Bastianelli, 2003).

4. BESOINS ET APPORTS RECOMMANDES CHEZ LE POULET DE CHAIR

4.1 BESOINS ENERGETIQUES

Chez le poulet, la quantité d'aliment ingérée est étroitement liée à ses besoins énergétiques. L'animal cherche en priorité à ingérer la quantité d'aliment lui permettant de couvrir ses besoins énergétiques. Il utilise une partie des aliments pour son entretien et l'autre partie pour sa croissance. En conséquence, la concentration énergétique de la ration influence l'indice de consommation qui dépend de la température ambiante. L'énergie contenue dans la ration alimentaire est exprimée en unité d'énergie métabolisable par unité de poids et les besoins de la volaille en énergie en termes d'énergie métabolisable par jour.

Les besoins du poulet de chair sont compris entre 3100 et 3200 kcal / kg pour des indices de consommation respectifs de 1,96 et 1,90 (Larbier et leclercq, 1992). Les niveaux d'énergie nécessaires varient dans une large mesure avec l'âge et le climat. La valeur minimale est estimée à 2850 kcal / kg pour les poulets en démarrage et à 3000 kcal / kg en finition. Cependant, des facteurs comme la souche, le régime alimentaire et la température ambiante peuvent influencer les besoins énergétiques des poulets de chair (Dehoux et al., 1997).

4.2 BESOINS EN PROTEINES ET ACIDES AMINES ESSENTIELS

L'alimentation doit apporter des protéines en quantité et en qualité suffisantes pour permettre au poulet de chair de faire face à ses besoins de croissance. Les quantités de protéines ou d'acides aminés ingérés dépendent de la quantité d'aliments consommée, elle-même liée à la teneur en énergie de la ration. Pour couvrir les besoins du poulet de chair, il existe un rapport protéine-énergie qu'il faut prendre en compte au cours de la formulation des aliments. La quantité de protéines totales nécessaires pour une ration de 3000 kcal / kg est évaluée à 22,2 et à 23,7 % pour une ration contenant 3200 kcal / kg (Ngom, 2004).

Les besoins protéiques des jeunes oiseaux sont supérieurs à ceux des oiseaux adultes. Dans le cas du poussin en croissance, une grande partie de l'énergie est dépensée pour la synthèse protéique de nouveaux tissus. Comme chez l'adulte, la production de nouveaux tissus est très faible, les besoins protéiques sont réduits et les excédents énergétiques des protéines sont convertis en réserves lipidiques. C'est une des raisons pour laquelle l'animal adulte peut déposer plus de gras dans sa carcasse (Audren, 1998).

4.3 BESOINS PHOSPHOCALCIQUES

Le calcium et le phosphore constituent les minéraux les plus importants en nutrition des volailles. Ils interviennent dans l'équilibre hormonal et la formation des os lors de la croissance. La totalité du calcium (99 %) et du phosphore (80 %) se trouve concentrée dans le squelette. L'apport du calcium par l'aliment devra rigoureusement respecter le besoin du poulet, à savoir :

- de 1 à 21 jours : 0.95-1.05%.
- après 21 jours : 0.85-0.95%.

Ces préconisations devront être modulées suivant l'ingestion de l'animal, et son rythme de croissance. Un apport trop important de calcium diminuera son efficacité d'absorption dans le duodénum et le jéjunum. Les besoins du poulet de chair en phosphore se résument ainsi :

- 1- 21 jours : 0.43% de P disponible (0.75% de P total).
- Après 21 jours : 0.37% de P disponible (0.67% de P total).

Il est nécessaire de raisonner en phosphore disponible. Pour améliorer la disponibilité du phosphore de certaines matières premières, il est recommandé d'utiliser des enzymes (les phytases) dans l'aliment. Il est également important de respecter le rapport calcium/phosphore disponible qui doit être de :

- 1 à 21 jours : 2.3-2.4 en P disponible (1.2-1.3 en P total).
- Après 21 jours : 2.4-2.6 en P disponible (1.3-1.4 en P total).

Un déséquilibre de ce rapport aura des conséquences néfastes sur la minéralisation des os (Rudeaux et Bastianelli, 2003).

4.4 BESOINS EN OLIGO- ELEMENTS ET VITAMINES

Les oligo-éléments sont des éléments présents à l'état de traces dans les tissus des animaux mais remplissent souvent des fonctions essentielles pour la vie et la croissance. Ceux qui exigent en pratique une supplémentation de l'aliment sont principalement le fer, le cuivre; le zinc, le manganèse, l'iode et le sélénium. Ils doivent être apportés dans l'alimentation pour

assurer une bonne formation de l'hémoglobine, une résistance au stress oxydatif, et le déroulement normal du métabolisme de l'animal (Ngom, 2004).

Contrairement aux besoins en oligo-éléments qui sont en général, suffisamment couverts par l'apport des matières premières, la couverture des besoins en vitamines nécessite une supplémentation. En effet, le contenu vitaminique des matières premières est très variable et dépend de plusieurs facteurs dont les plus importants sont les traitements technologiques et les conditions de conservation. Dans la pratique, il est recommandé de peu tenir compte des vitamines apportées par les matières premières. Ces dernières peuvent même renfermer souvent des facteurs anti-vitaminiques comme l'avidine (Larbier et Leclercq, 1992).

Pour prendre des marges de sécurité et éviter tout risque de carence, les apports de vitamines dans les aliments doivent toujours être supérieurs aux besoins stricts des animaux.

Les apports en oligo-éléments et en vitamines sont très faibles, mais les excès dans un sens comme dans l'autre peuvent compromettre la productivité. Les teneurs en oligoéléments et en vitamines qui doivent être apportées sous forme de prémélanges dans l'aliment du poulet de chair sont consignées dans les tableaux I et II.

Tab I.

Apports recommandés en vitamines dans l'alimentation du poulet de chair en UI/Kg ou en ppm (Rudeaux et Bastianelli, 2003).

Vitamines		0 à 4 semaines	5 à 8 semaines
A	UI/Kg	12000	10000
D3	UI/Kg	2000	1500
E	ppm	30	20
K3	ppm	2.5	2
Thiamine (B1)	ppm	2	2
Riboflavine (B2)	ppm	6	4
Ac. panthoténique	ppm	15	10
Pyridoxine (B6)	ppm	3	2.5
B12	ppm	0.02	0.01
PP	ppm	30	20
Acide folique	ppm	1	20
Biotine	ppm	0.1	0.05
Choline	ppm	600	500

Tab II.

Besoins en oligo-éléments du poulet de chair (mg/Kg d'aliment)
(Rudeaux et Bastianelli, 2003).

Manganèse	70
Fer	80
Cuivre	10
Zinc	80
Sélénium	0.30
Iode	0.40

5. FORMULATION PRATIQUE DES ALIMENTS

La formulation des aliments consiste à combiner plusieurs matières premières et compléments afin de satisfaire les besoins des animaux tout en garantissant le prix le plus faible par kg d'aliment fabriqué. Les besoins de base sont l'énergie (énergie métabolisable), les protéines, le calcium, le phosphore disponible, et les acides aminés essentiels. Souvent pour ces derniers, on ne tient compte que de la lysine et de la méthionine qui sont les plus limitant (Buldgen et al., 1996).

En pratique, la formulation de l'aliment doit évoluer en permanence en fonction des informations qui viennent du suivi des résultats du terrain, et des variations éventuelles du prix des matières premières.

5.1 CLASSIFICATION DES ALIMENTS POUR POULET DE CHAIR

Les aliments pour poulet de chair sont généralement classés selon leurs particularités, à savoir ceux qui fournissent de l'énergie, les sources de protéines, de calcium et de phosphore et enfin, ceux qui apportent d'autres minéraux, les oligo-élément et les vitamines (Buldgen et al., 1996).

Nous classifions simplement les matières premières entrant dans la ration du poulet de chair en deux grandes catégories:

- Les matières premières sources d'énergie.
- Les matières premières source de protéines.

5.1.1 Matières premières énergétiques

- Le maïs est la principale source d'énergie riche en glucides (amidon) et en pigments caroténoïdes, pauvre en protéines et calcium.
- Le blé est aussi très énergétique et plus appétant avec une teneur de 12-13% en protéines, mais les faibles quantités disponibles font qu'il est rare que l'on puisse en incorporer à des taux supérieurs à 5% dans les formules pour volailles.
- L'orge est énergétique mais faible en protéines, calcium et manganèse.
- Les huiles végétales et les graisses animales, constituent une source d'énergie pratiquement pure et sont utilisées dans les régimes hautement énergétiques : l'huile de soja est une excellente source d'énergie et d'acide linoléique. L'huile de palme est la plus abondante en Afrique, cependant son prix est très élevé et sa richesse en acides gras saturés la rendent moins intéressante (Cothenet et Bastianelli, 2003).

5.1.2 Matières premières protéiques

- Le tourteau de soja a une teneur élevée en protéines de bonne qualité, et il est quasiment incontournable en fabrication d'aliment pour bétail. C'est la première source en lysine, mais sa teneur en acides aminés soufrés reste relativement faible. Il est également riche en phosphore.
- Le tourteau de colza est peu énergétique. Il présente un équilibre en acides aminés proche de celui du tourteau de soja, mais des protéines sensiblement moins digestibles.
- Le tourteau d'arachide est une bonne source de protéines, mais avec une valeur biologique inférieure à celle des protéines du tourteau de soja du fait d'une basse teneur en acides aminés indispensables : lysine, méthionine et tryptophane (Cothenet et Bastianelli, 2003).

6. ALIMENTATION DU POULET DE CHAIR

6.1 ALIMENTATION EN PHASE DE DEMARRAGE

La sélection génétique et la maîtrise de l'alimentation et des conditions sanitaires ont contribué à accélérer la vitesse de croissance des poulets de chair. La première semaine de vie des poussins représente aujourd'hui presque 20% de la durée de vie d'un poulet de chair à croissance rapide abattu vers 39-40 jours à un poids vif de 2 kg environ. Durant cette période, le poids des poussins augmente considérablement (Nitsan et al., 1991).

Le poulet présente une croissance plus rapide et un meilleur indice de consommation lorsqu'il reçoit pendant la phase de démarrage un aliment d'abord présenté en miettes puis en granulés.

Cette amélioration des performances sous l'effet de la granulation s'atténue cependant à mesure que la teneur énergétique des aliments s'élève ; elle n'est guère perceptible au-delà de 3200Kcal /kg (Leclercq et al., 1996).

Le poids vif du poussin double au cours des cinq premiers jours de la vie. La vitesse de croissance des poussins exprimée proportionnellement au poids vif (g/j/100g de poids vif) atteint son maximum entre 3 et 5 jours d'âge (Murakami et al., 1992). Leur consommation journalière augmente linéairement avec l'âge. A l'âge de deux jours, le poussin consomme quotidiennement environ 10g d'aliment contre 35g cinq jours plus tard (Bigot et al., 2001). Le développement du tractus gastro-intestinal est un phénomène prioritaire dans le développement général du poussin. Ainsi durant les 4 premiers jours de vie, un quart des protéines absorbées est retenu par l'intestin (Nitsan et al., 1991).

Il faut un apport d'azote maximum pendant les premiers jours de vie des poussins car une carence en azote se traduit par un arrêt de croissance et une perte d'appétit. Les niveaux protéiques dans la ration sont adaptés en fonction de l'âge du poulet de chair, les besoins protéiques correspondent à l'apport nécessaire en acides aminés indispensables, d'où la notion de besoin protéique remplacée de plus en plus par la notion de besoins en acides aminés (Loul, 1998).

Le tableau III présente les apports recommandés en énergie métabolisable, en protéines brutes, et en minéraux pour le poulet de chair durant cette période.

Tab III.

Apports recommandés pour poussins en démarrage (0-21 jours)

(Chaloub, 1989).

	<i>Unités</i>	<i>Valeurs</i>
<i>Energie métabolisable (E.M)</i>	Kcal/kg	2850-2900
<i>Protéines brutes</i>	%	21.5-22.5
<i>Lysine</i>	%	1.20/1.03
<i>Méthionine</i>	%	0.54/0.48
<i>Méthionine+cystine</i>	%	0.95/0.84
<i>Thréonine</i>	%	0.82/0.70
<i>Tryptophane</i>	%	0.24/0.22
<i>Minéraux</i>	%	
<i>Calcium</i>	%	1.00-1.05
<i>Phosphore total</i>	%	0.67
<i>Phosphore disponible</i>	%	0.42-0.48
<i>Sodium</i>	%	0.16-0.18
<i>Chlore</i>	%	0.15-0.20

6.2 ALIMENTATION EN PHASE DE CROISSANCE

Durant cette période d'élevage, l'aliment démarrage sera remplacé par une ration moins riche en protéines (Buldgen et al., 1996).

L'accroissement du niveau énergétique conduit toujours à une amélioration de l'indice de consommation. Son effet sur la croissance, variable selon les croisements, est perceptible jusqu'à 3000 kcal EM/kg pour les poulets âgés de 4 à 8 semaines, en dessous de ces valeurs, la réduction du poids vif à 56 jours est voisine de 30 g pour chaque diminution de 100 kcal/kg du niveau énergétique de l'aliment (Larbier et Leclercq, 1992).

Les recommandations d'apports énergétiques, protéiques, et en minéraux pour le poulet de chair en phase de croissance sont présentés dans le tableau IV ci-dessous.

Tab IV.

Apports recommandés pour poussins en croissance (22-42 jours)

(Chaloub, 1989).

	<i>Unités</i>	<i>Valeurs</i>
<i>Energie métabolisable (E.M)</i>	Kcal/kg	2950-3000
<i>Protéines brutes</i>	%	18.5-19.5
<i>Lysine</i>	%	1.10/0.94
<i>Méthionine</i>	%	0.50/0.44
<i>Méthionine+cystine</i>	%	0.85/0.74
<i>Thréonine</i>	%	0.76/0.64
<i>Tryptophane</i>	%	0.22/0.20
<i>Minéraux</i>	%	
<i>Calcium</i>	%	0.90-1.00
<i>Phosphore total</i>	%	0.66
<i>Phosphore disponible</i>	%	0.41-0.42
<i>Sodium</i>	%	0.16-0.18
<i>Chlore</i>	%	0.15-0.20

6.3 ALIMENTATION EN PHASE DE FINITION

L'aliment de croissance sera remplacé durant cette période, par un aliment finition moins concentré en protéines et plus riche en énergie toute en respectant l'équilibre énergétique/protéique (Tableau V).

Il est à noter que toute déficience nutritionnelle en un ou plusieurs acides aminés durant les deux premières phases d'élevages se traduit par une diminution du rendement en filet à la fin de cette période, car des travaux récents semblent montrer que les rendements en filet sont optimisés lorsque les besoins permettant d'obtenir un IC minimum sont optimisés durant les deux premières phases d'élevages (Leclercq et Beaumont, 2000).

Tab V.

Apports recommandés pour poussins en finition (43-56 jours)

(Chaloub, 1989).

	<i>Unités</i>	<i>Valeurs</i>
<i>Energie métabolisable (E.M)</i>	Kcal/kg	3000-3050
<i>Protéines brutes</i>	%	17-18
<i>Lysine</i>	%	1.00/0.85
<i>Méthionine</i>	%	0.45/0.39
<i>Méthionine+cystine</i>	%	0.80/0.68
<i>Thréonine</i>	%	0.77/0.65
<i>Tryptophane</i>	%	0.20/0.17
<i>Minéraux</i>	%	
<i>Calcium</i>	%	0.80-1.00
<i>Phosphore total</i>	%	0.60
<i>Phosphore disponible</i>	%	0.38-0.35
<i>Sodium</i>	%	0.16-0.18
<i>Chlore</i>	%	0.15-0.20

L'influence différente du milieu sur le besoin énergétique et sur les autres besoins nutritionnels conduit à modifier les caractéristiques des aliments en fonction des conditions d'élevage. Si la température ambiante est élevée (été ou zone chaude...), le besoin en un constituant exprimé en pourcentage de l'aliment sera plus important qu'en milieu froid, ce qui explique en partie les discordances entre tables de besoins issues de pays différents. D'une manière générale, tout ce qui conduit à une réduction de l'ingestion alimentaire doit entraîner une augmentation des teneurs des aliments en protéines, minéraux ou vitamines. Ceci devrait permettre à l'éleveur ou au formulateur d'adapter les caractéristiques de son aliment à ses propres conditions : température, potentiel génétique des animaux...(Rudeaux et Bastianelli, 2003).

CONTROLE HORMONAL DE LA CROISSANCE CHEZ LES OISEAUX

1. GENERALITES

Chez les oiseaux, deux groupes d'hormones interviennent particulièrement dans la croissance: - l'hormone de croissance (GH) associée au facteur de croissance « insuline like growth factor (IGF) ». Ils agissent par liaison à la membrane plasmique. La GH agit directement sur le métabolisme et indirectement par le biais de l'IGF en stimulant la différenciation et la prolifération des cellules notamment musculaires. Une croissance normale et harmonieuse ne met cependant pas en jeu que la seule GH. Différentes autres hormones vont en effet intervenir en synergie avec elle ; c'est le cas notamment des hormones thyroïdiennes (T₃, T₄ et calcitonine), de l'insuline, des glucocorticoïdes et des hormones sexuelles. Ces hormones, et tout particulièrement les thyroïdiennes, jouent par ailleurs un rôle important dans la croissance de différentes espèces.

- les hormones thyroïdiennes (TH) sont principalement la triiodothyronine T₃ et la thyroxine T₄. La T₃ agit directement après diffusion à travers la membrane par liaison à ses récepteurs nucléaires. Elle contrôle l'équilibre énergétique et la thermogénèse alors que la T₄ contrôle la croissance structurale et corporelle surtout au début de la croissance (Mc nabb, 1995 ; Chérel et al., 2004).

2. SECRETION ET EFFETS DE LA GH

L'hormone de croissance est sécrétée par l'adénohypophyse suivant un rythme pulsé, largement influencé par le nyctémère. La sécrétion est contrôlée par un facteur hypothalamique activateur (somatocrine ou GHRF : Growth Hormone Releasing Factor) et un facteur inhibiteur (somatostatine ou GHIF : Growth Hormone Inhibiting Factor). Dans le cadre d'une boucle de contrôle en rétroaction, la production de somatocrine est inhibée

directement par certaines somatomédines et le taux de GH circulante. Ces deux facteurs stimulent par ailleurs la production de somatostatine (Figure 04).

La GH sur l'ensemble des types cellulaires, elle exerce de nombreux effets, certains directement, d'autres indirectement via la production, essentiellement au niveau du foie, de somatomédines (Sm). On trouve deux formes majeures de somatomédines dans le sang. L'une, la Sm C, est identique à l'IGF-I (Insulin-Like Growth Factor I) ; l'autre est l'IGF-II. Leurs concentrations sériques varient différemment en fonction de l'âge et de différentes maladies. Leurs rôles respectifs ne sont pas encore clairement définis : l'IGF-I (Sm C) paraît essentiellement stimuler la prolifération de nombreux types cellulaires et particulièrement des chondrocytes. Elle agit ainsi comme "facteur de sulfatation" dans la formation des cartilages de conjugaison (synthèse de chondroïtine - sulfate) et joue dès lors un rôle dans la croissance des os longs (Figure 04). IGF-I et II possèdent par ailleurs des propriétés "insulin-like" tels que, augmentation du transport de glucose et d'acides aminés ainsi que de la glycémie et de la synthèse des protéines. Les effets sur la synthèse protéique sont particulièrement marqués au niveau musculaire où ils portent surtout sur un accroissement de la masse contractile. IGF-I est également inhibiteur de la sécrétion de GH.

Les effets directs de la GH s'exerceraient essentiellement sur le métabolisme lipidique (Figure 04), avec un effet "anti-insulinique" de mobilisation des graisses induisant une augmentation du taux d'acides gras libres et une diminution des masses adipeuses (Raymond, 2004).

3. EFFETS SYNERGIQUES D'AUTRES HORMONES

Différentes hormones à effets métaboliques et morphogénétiques doivent agir en synergie avec l'hormone de croissance pour obtenir une croissance harmonieuse. C'est le cas des hormones thyroïdiennes T_3 et T_4 d'une part qui augmentent le métabolisme oxydatif et la calcitonine qui intervient avec la vitamine D et la parathormone des parathyroïdes dans la calcification des os. L'insuline avec ses effets sur le métabolisme glucidique et lipidique est également importante. Les hormones sexuelles avec leurs effets sur la sexualisation des organismes sont également d'importance. Les androgènes accélèrent par ailleurs la maturation des cartilages de conjugaison. Ils vont donc intervenir avec la GH dans la croissance osseuse. En revanche, les glucocorticoïdes à haute dose ont un effet inhibiteur sur l'incorporation de sulfate dans le cartilage et donc sur la croissance squelettique.

Les hormones thyroïdiennes, sexuelles et corticosurréaliennes interviennent par ailleurs directement dans le contrôle de la fonction somatotrope (Figure 04). Ainsi les hormones

thyroïdiennes T_3 et T_4 ont un effet inducteur sur la synthèse de la GH et du GHRF hypothalamique ainsi que sur la synthèse des récepteurs hypophysaires à ce facteur. La testostérone paraît également stimuler l'expression du gène du GHRF, ce qui n'est pas le cas de l'œstradiol. Les glucocorticoïdes paraissent également pouvoir agir, en synergie avec les hormones thyroïdiennes, sur les cellules somatotropes pour promouvoir la production de GH induite par le GHRF. Les mécanismes impliqués dans ces différentes relations sont loin d'être clairs à l'heure actuelle (Raymond, 2004).

4. HORMONES THYROIDIENNES

Les hormones thyroïdiennes jouent un rôle crucial dans la différenciation tissulaire, la croissance et le métabolisme. Elles sont nécessaires au bon fonctionnement de la quasi-totalité des tissus où elles agissent de façon décisive sur la consommation en oxygène et le taux métabolique (Yen, 2001).

4.1 ORIGINE ET SYNTHÈSE DES HORMONES THYROIDIENNES

La glande thyroïde est une glande endocrine qu'on retrouve chez tous les vertébrés, et la glande thyroïde des oiseaux est semblable à celle des mammifères. Chez les oiseaux comme chez les autres vertébrés, les hormones produites sont à la fois la thyroxine (tétra-iodothyronine ou T_4) et la tri-iodothyronine (T_3). Les mécanismes de synthèse et de libération des hormones thyroïdiennes par la glande thyroïde chez les oiseaux sont essentiellement équivalents à ceux des mammifères (Mc Nabb, 1998).

La thyroïde sécrète principalement T_4 (Guyton, 1991). La conversion de T_4 en T_3 se produit dans de nombreux organes notamment le foie, grâce à une enzyme, la thyroxine-5'-désiodase qui réalise la 5'-monodésiodation de T_4 (Darras et al., 2006). Ainsi, 80 % de la T_3 provient de la désiodation de la T_4 et seulement 20 % provient de la synthèse thyroïdienne (Georgiev et Petkov, 1981).

Le fait que T_3 soit la forme la plus active et que son origine soit principalement la conversion de T_4 en T_3 au niveau des tissus conduit à considérer T_4 comme une pro-hormone. C'est ainsi que T_4 est considérée comme la principale forme circulante et T_3 comme la principale forme active (Kaneko, 1997b).

La synthèse et la sécrétion des hormones thyroïdiennes sont régulées par un système de rétrocontrôle négatif faisant intervenir le complexe hypothalamo-hypophysaire (Figures 05 et 06). En effet, la Thyrotrophin Releasing Hormone (TRH), tripeptide synthétisé par le noyau

paraventriculaire de l'hypothalamus agit au niveau de l'hypophyse en stimulant la synthèse d'une glycoprotéine : la Thyroid Stimulating Hormone (TSH). Cette hormone TSH est le régulateur primaire de la synthèse et de la sécrétion des hormones thyroïdiennes. Elle joue par ailleurs un rôle- clef dans la croissance et le développement de la glande thyroïde.

Les hormones T4 et T3 sont synthétisées dans la glande thyroïde, puis secrétées dans la circulation sanguine. La majorité est libérée sous forme de T4. La quasi-totalité de cette T4 est liée à des protéines porteuses, telles la Thyroxin Binding Globulin (TBG), l'albumine et la Thyroxin Binding Prealbumin (TBPA). Seulement 0.03% de la T4 libérée reste sous forme libre. De même, la T3 libre ne représente que 0.3% de la quantité de T3 libérée. C'est cette fraction libre des hormones thyroïdiennes circulantes, non liées à des protéines porteuses, qui pénètre les cellules cibles et induit des réponses biologiques (Castay et al., 1978).

La majorité de la T3 circulante est produite par la déiodinisation en 5' du cycle externe de la T4. Cette réaction est catalysée par les enzymes déiodinase. La déiodinase de type 1, active au niveau des tissus périphériques tels le foie, le rein, assure la conversion de la majorité de la T4 en T3 dans la circulation. La déiodinase de type 2, active au niveau du cerveau, et de l'hypophyse convertit quand à elle la T4 en T3 pour l'utilisation intracellulaire. La déiodinase de type 3 agit au niveau du cerveau et du tégument. La déiodination induite par les déiodinases de type 1 et 3 génère la production de triiodothyronine- inverse r T3 étape clef de l'inactivation des hormones thyroïdiennes. En effet, T3 et r T3 peuvent être à leur tour inactivées dans le foie, puis conjuguées et excrétées dans la bile. Un cycle entéro-hépatique peut alors intervenir : la flore intestinale catalyse la déconjugation de certaines molécules excrétées et permet la récupération de l'iode ou l'éventuel recyclage des hormones thyroïdiennes actives (Yen, 2001).

4.2 REGULATION DE LA SYNTHÈSE DES HORMONES THYROÏDIENNES PAR L'AXE HYPOTHALAMO-HYPOPHYSAIRE

Il s'agit d'une régulation analogue à celle de la plupart des hormones, impliquant un axe de stimulation hypothalamus-hypophyse-thyroïde et un rétrocontrôle négatif par la forme libre des hormones thyroïdiennes, c'est-à-dire non liée aux protéines plasmatiques (Figures 05 et 06).

La TRH hypothalamique stimule la libération de TSH par l'antéhypophyse qui stimule à son tour la synthèse et la libération des hormones thyroïdiennes T3 et T4. Le contrôle de la sécrétion des hormones thyroïdiennes implique un rétrocontrôle négatif classique par les hormones thyroïdiennes libres sur la sécrétion de l'hormone hypophysaire TSH et sur la

libération de la neurohormone hypothalamique TRH. Ainsi, une diminution des concentrations plasmatiques des hormones thyroïdiennes libres entraîne une réduction du contrôle négatif qu'elles exercent sur la sécrétion de TSH et de TRH, qui va aboutir à une augmentation de la sécrétion de TSH et de TRH et donc de T4 et de T3 (Degroot, 1989a).

4.3 LES EFFETS DES HORMONES THYROÏDIENNES

Les hormones thyroïdiennes contrôlent la maturation de nombreux organes durant la période périnatale et participent au maintien de l'homéostasie chez l'adulte. Elles interviennent dans le développement, la maturation et la croissance de nombreux tissus et organes.

Dans les phases de développement, l'hypothyroïdisme est associé à un retard de la maturation des os, de la croissance, et du développement de l'appareil psychomoteur (Larsen et al., 1998).

Un rôle essentiel des hormones thyroïdiennes est de favoriser l'activité métabolique dont la calorigénèse en augmentant la consommation d'oxygène et la synthèse d'ATP dans de nombreux organes, dont le foie et les muscles. Parallèlement, l'activité des pompes Na⁺/K⁺ ATP-ases membranaires est très fortement augmentée (Degroot, 1989b).

Les hormones thyroïdiennes possèdent deux principaux sites d'action. Au niveau du site d'action nucléaire, elles interviennent dans la régulation et la transcription de gènes cibles.

Au niveau du site d'action mitochondriale, elles favorisent le découplage des phosphorylations oxydatives.

Sur le plan métabolique, on peut retenir que le passage d'un état euthyroïdien à un état hyperthyroïdien s'accompagne :

- d'une augmentation de la glycogénolyse et de la glycolyse musculaires, augmentation de la néoglucogénèse hépatique, augmentation de l'absorption intestinale des oses.
- d'une augmentation de la lipolyse et du catabolisme des acides gras libres.
- d'une augmentation de la phosphorylation oxydative, donc de la consommation d'oxygène et de la synthèse d'ATP.
- d'une augmentation de la synthèse du cholestérol avec paradoxalement une diminution de la cholestérolémie liée à une augmentation à la fois du catabolisme de cette molécule en acides biliaires, de son élimination directe dans la bile et de la dégradation des LDL (Low density Lipoprotein).
- d'une augmentation de la synthèse protéique (Dussault et Fisher, 1972).

4.4 ROLE DANS L'ACQUISITION DE L'HOMÉOTHERMIE ET DE LA THERMOGENESE

Les hormones qui ont le rôle le plus important dans le métabolisme et la thermorégulation chez l'adulte, et qui sont par conséquent susceptibles de jouer un rôle clef dans le développement de la thermorégulation, sont celles de l'axe hypothalamo-hypophyso-thyroïdien (Abdelatif et Saeed, 2009 ; Gyorffy, 2008). Les hormones thyroïdiennes T4 et T3 sont en effet, les clefs du contrôle du métabolisme chez les vertébrés homéothermes. Chez les espèces homéothermiques, les poussins sont généralement capables de produire des réponses thermogéniques à l'exposition au froid même avant l'éclosion. L'activité thyroïdienne se développe de façon très précoce au cours du développement embryonnaire chez les homéothermes, et on observe un pic des concentrations plasmatiques en T3 e surtout en T4 autour de l'éclosion (Mc Nabb, 1995). Une relation de cause à effet a pu être mise en évidence expérimentalement : chez le poulet à l'éclosion, l'administration d'hormones thyroïdiennes provoque une nette augmentation de la température rectale et l'inhibition d'hormones thyroïdiennes annule toute capacité à produire des réponses thermogéniques (Mc Nabb et Olson, 1996).

4.5 HORMONES THYROIDIENNES ET CROISSANCE

Le rôle joué par les hormones thyroïdiennes dans le processus de croissance est essentiel mais pas encore clairement élucidé. Il a été démontré que la croissance post- natale est ralentie chez les animaux souffrant d'hypothyroïdie aiguë ; la croissance pondérale étant alors plus affectée que la croissance osseuse. De même, l'ablation de la glande thyroïde réduit significativement le gain de masse et la croissance musculaire chez les oiseaux au cours de la deuxième moitié de l'embryogénèse. En outre, après thyroïdectomie, l'administration d'hormones thyroïdiennes restaure la croissance corporelle. Cependant, cette supplémentation hormonale est sans effets sur la stature des individus normaux, et une administration excessive de T3 a même une action néfaste sur la croissance et l'efficacité de la prise alimentaire (King et may, 1984).

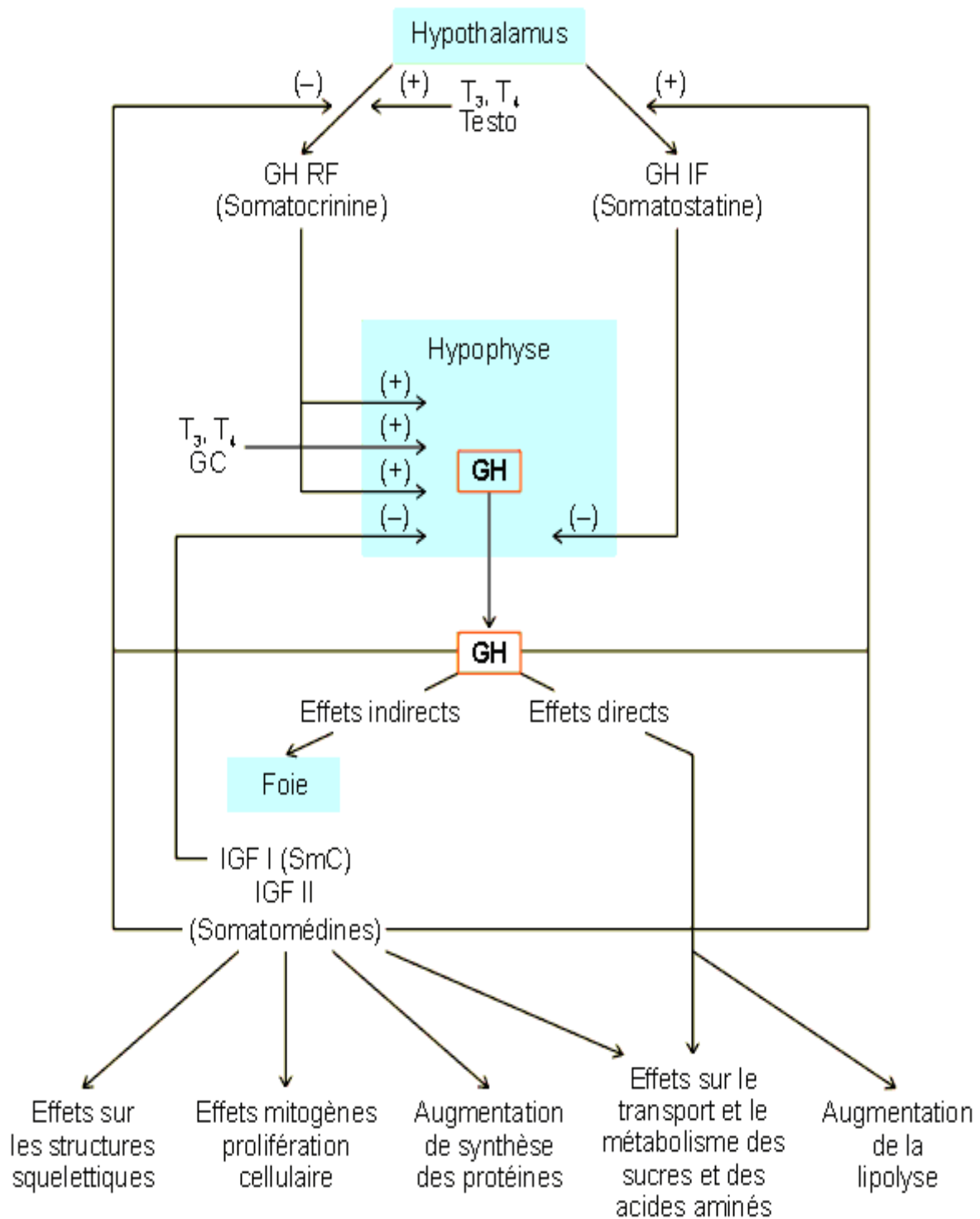


Fig 04.

L'hormone de croissance. GH : contrôle de production et effets. T_3 et T_4 : hormones thyroïdiennes. GC : glucocorticoïdes (Raymond, 2004).

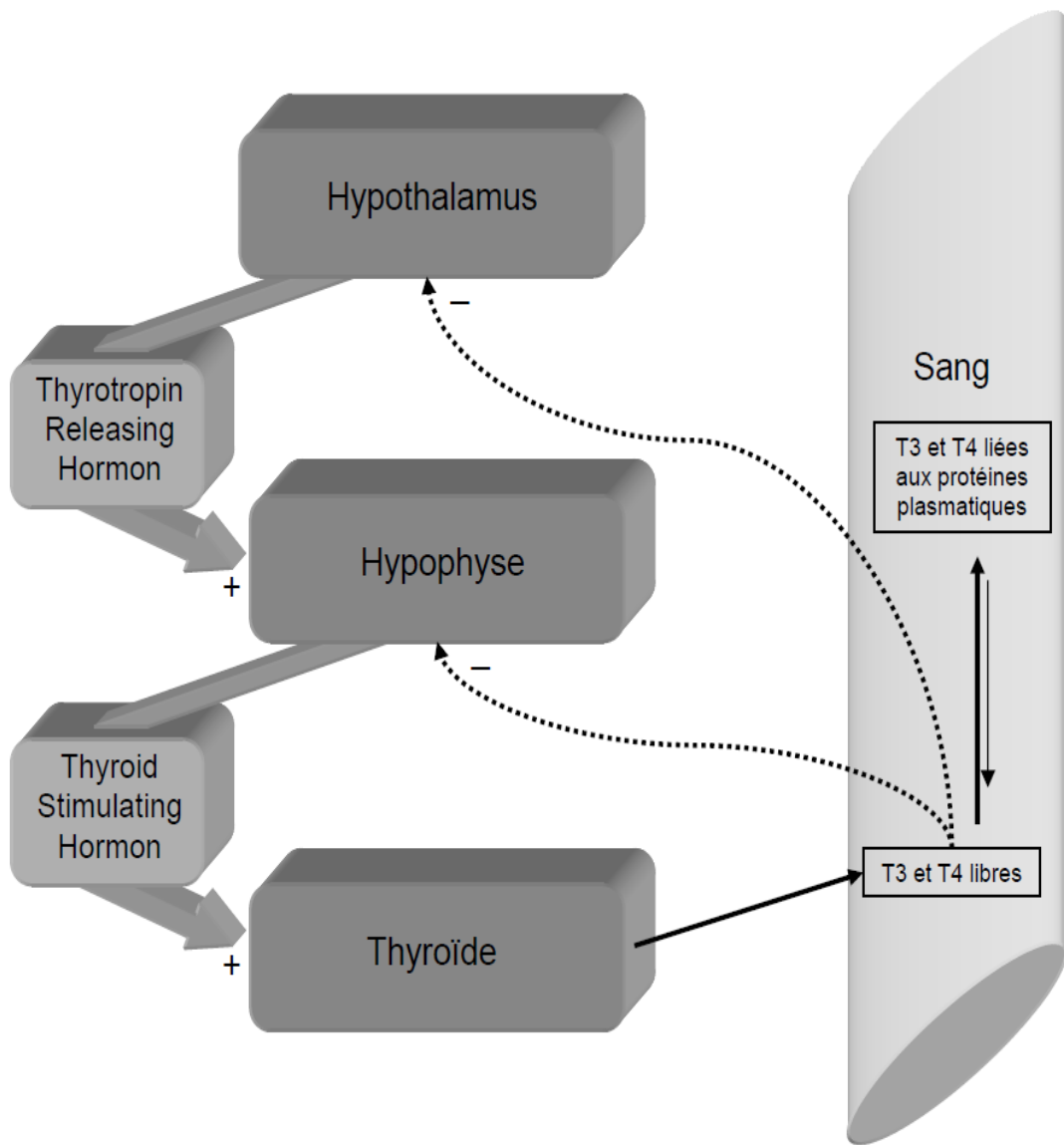


Fig 05.

Axe Hypothalamo-Hypophyso-Thyroïdien de régulation de la sécrétion des hormones thyroïdiennes (Criqui, 2006).

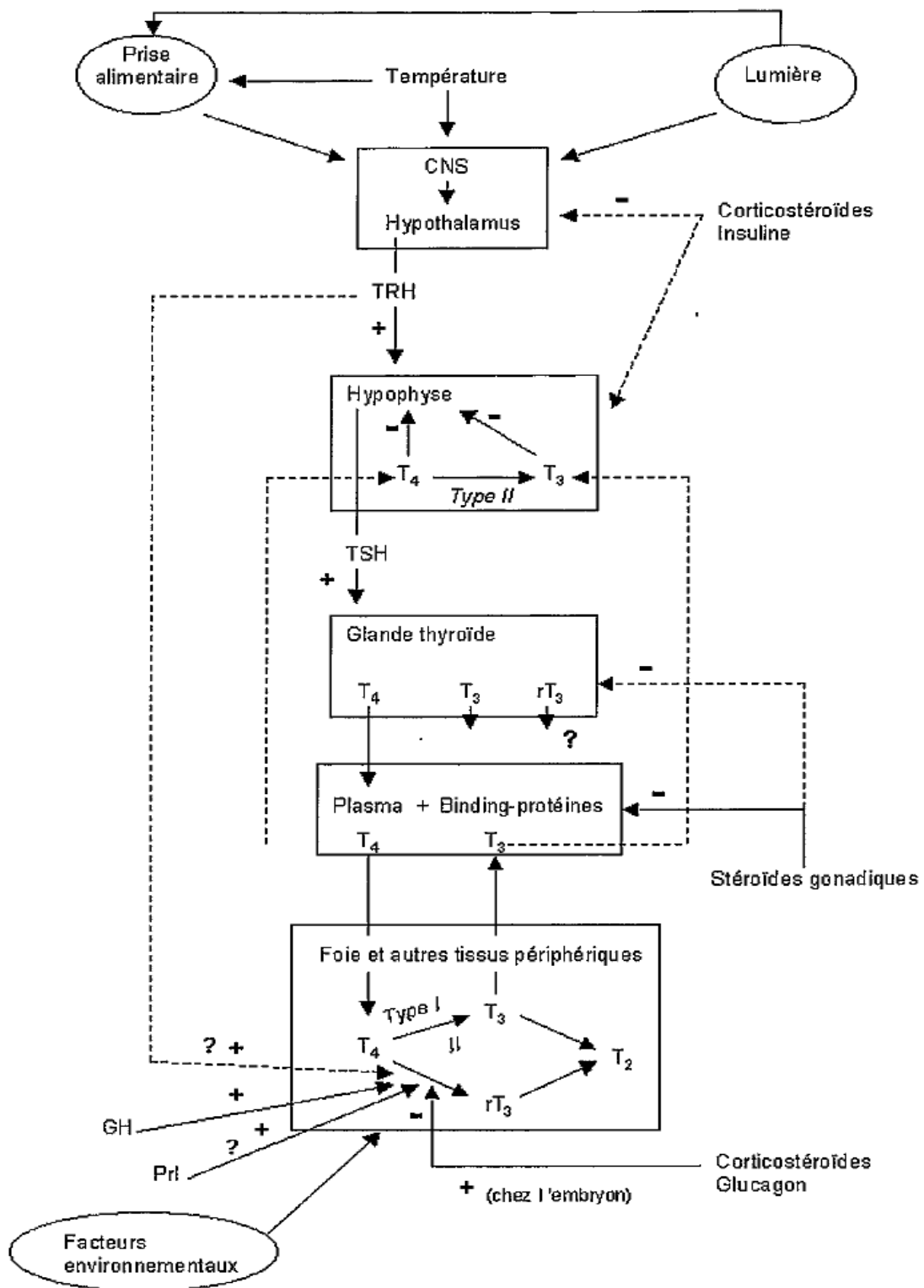


Fig 06.

L'axe Hypothalamo-Hypophysio-Thyroidien et sa régulation chez les Galliformes (Decuypere et Kühn, 1988).

PROFIL BIOCHIMIQUE CHEZ LE POULET DE CHAIR

1. INTRODUCTION

Les profils biochimiques sanguins sont souvent utilisés pour évaluer l'état de santé des animaux, cependant, il y a un manque général d'études visant à clarifier l'interprétation des variations des paramètres biochimiques sanguins chez les oiseaux. Par conséquent, la biochimie clinique chez la volaille n'a pas encore atteint le même degré d'évaluation critique comme cela a été démontré chez les mammifères domestiques. Actuellement, l'interprétation du profil biochimique chez la volaille est difficile sachant qu'espèce, souche, âge, sexe, état nutritionnel et état physiologique sont autant de facteurs qui influencent les valeurs physiologiques des paramètres biochimiques sanguins. Les valeurs de référence pour les tests biochimiques sanguins spécifiques pour quelques espèces de volailles ont été rapportées. Cependant, les paramètres physiologiques tels que : âge, sexe, souche ou état nutritionnel n'ont pas toujours été pris en considération lors de l'établissement de ces intervalles de référence, ce qui les a rendus moins pertinents. Les méthodes de collecte des échantillons, les manipulations ainsi que les méthodes d'analyses biochimiques sont d'autres sources de variation dans les valeurs de référence publiées (Campbell, 2004).

2. GENERALITES EN BIOCHIMIE CLINIQUE VETERINAIRE

Tout prélèvement à des fins d'analyses doit répondre à un intérêt précis du praticien. Selon le cas, il peut vouloir confirmer ou apprécier :

- qu'un organe suspect à l'examen clinique est impliqué dans la maladie,
- qu'une cause suspectée est bien présente,
- l'évolution de la maladie en fonction du traitement administré.

2. 1 QUALITE TECHNIQUE D'UNE MESURE DE LABORATOIRE

Avant d'interpréter un résultat, il faut être certain de la qualité de l'analyse, celle-ci dépend de plusieurs critères sa fiabilité, sa praticabilité, et son efficacité.

2.1.1 Fiabilité d'une technique d'analyse biologique

Elle englobe :

2.1.1.1 La spécificité

La technique d'analyse a la capacité de différencier un constituant parmi ses proches (par exemple hémoglobine et bilirubine) (Siliart, 2004).

2.1.1.2 La sensibilité

Une technique d'analyse est limitée par un seuil de détection (par exemple : en dessous de 10 μ mole/L de bilirubine) et par une limite supérieure de quantification (par exemple : au dessus de 1500 UI/L pour l'activité des PAL). Si le dosage est en dessous du seuil de détection ou au dessus de la limite de quantification, on ne peut pas prendre en compte sa valeur numérique. On peut simplement dire que la valeur est très basse ou très haute. La gamme du dosage se situe entre ces deux grandeurs (Siliart, 2004).

2.1.1.3 Précision et exactitude

On peut apprécier la fiabilité d'une technique d'analyse en connaissant sa précision et son exactitude. D'après la Fédération Internationale de Chimie Clinique (IFCC), l'exactitude analytique d'une technique mesure l'écart existant entre la valeur obtenue par cette technique et sa véritable valeur. Pour connaître cet écart, une méthode de référence doit d'abord avoir établi les valeurs attendues. Il faut que cette méthode de référence soit reconnue comme telle par la communauté scientifique. Si une telle méthode n'existe pas, il faut se référer à la méthode qui est acceptée comme étant la meilleure. On peut alors comparer les résultats obtenus avec la méthode de référence. En médecine vétérinaire, l'exactitude d'une technique d'analyse est difficile à mettre en évidence car on ne dispose pas toujours de molécules pures en quantité connue (Stockham et Scott, 2002).

En revanche on peut évaluer la précision technique des analyses que l'on utilise. Par exemple la précision des analyses enzymatiques comme l'ASAT (Aspartate Aminotransférase) est de l'ordre de 20 % alors que les dosages sur substrat comme la bilirubine ont une meilleure précision (environ 10 %). Pour l'ASAT cela veut dire que si le résultat obtenu est de 100 UI/L, il se peut aussi bien que le résultat «véritable » soit 80 ou 120 UI/L. Les analyses enzymatiques manquent donc de précision. Il faut les interpréter avec prudence. On ne se prononcera que si les valeurs sont nettement supérieures aux valeurs usuelles pour déclarer que le résultat est anormalement élevé (Siliart, 2004).

2.1.2 Praticabilité et efficacité d'une technique d'analyse

La praticabilité d'une analyse c'est sa facilité de réalisation. Elle ne doit pas nécessiter un personnel trop spécialisé, ni de matériel trop sophistiqué et être disponible rapidement afin qu'il n'y ait pas de difficultés à la mettre en place en clinique vétérinaire.

L'efficacité mesure la pertinence de l'analyse, son pouvoir diagnostique. Le paramètre utilisé doit être caractéristique de l'organe et sa variation devrait être pathognomonique d'une maladie, de l'effet d'un toxique ou d'un médicament. C'est rarement le cas ; un organe peut avoir plusieurs marqueurs d'intérêts différents. Un marqueur peut aussi varier avec plusieurs maladies et il peut y avoir des variations identiques du même marqueur pour des causes différentes. D'autre part, la variation peut éventuellement être indépendante de l'organe évalué mais due à une affection associée.

C'est ainsi qu'on définit la différence critique Δ qui est le plus petit écart entre deux valeurs d'un marqueur qui puisse être interprété, en tenant compte de toutes ces variations possibles. Elle varie pour chaque marqueur et chaque valeur, cela dépend aussi beaucoup de la sensibilité du dosage (Siliart, 2004).

2.2 VARIATIONS D'UNE MESURE DE LABORATOIRE EN DEHORS DE TOUTE PERTURBATION PATHOLOGIQUE

En dehors des variations induites par une affection ou une maladie, un résultat d'analyse biologique peut varier pour différentes raisons. Il existe deux sources importantes de variation : analytique et biologique (Figure 07).

2.2.1 Variation analytique

On peut décomposer cette variation en deux groupes : pré- instrumentale quand cela concerne le prélèvement, le stockage et le transport de l'échantillon biologique ; instrumentale lors de la réalisation de l'analyse.

Le résultat d'une analyse peut être influencé par la qualité du prélèvement (hémolyse, lipémie), par le choix du tube de prélèvement (sec, EDTA, héparine, citrate) ainsi que par la prise en charge du prélèvement : il doit être traité le plus rapidement possible au laboratoire, transporté dans des conditions adéquates qui permettent la stabilité de l'échantillon, et rapidement décanté ou centrifugé. Il incombe à la personne qui fait le prélèvement de fournir au laboratoire d'analyse le meilleur prélèvement possible.

Concernant la variation instrumentale, elle dépend pour une partie de la qualité technique de la mesure et notamment de sa précision. Ainsi plus la méthode analytique sera précise et moins il y aura de variations liées à la technique dans les résultats.

Cependant d'autres facteurs interviennent notamment la méthodologie et l'équipement utilisé pour réaliser les dosages (Siliart, 2004).

2.2.2 Variation biologique

Plusieurs facteurs biologiques sont source de variations dans les résultats d'un paramètre biologique, non seulement l'espèce mais aussi la race, l'âge, le sexe, l'alimentation, et le stade physiologique. Les variations qu'ils génèrent sont généralement connues mais ce n'est pas toujours le cas. On peut alors établir des intervalles de référence pour un groupe donné avec des critères objectifs bien définis.

D'autres facteurs biologiques notamment intra individuels sont moins facilement identifiables comme l'état de stress d'un animal (lors de la contention, d'un transport, une excitation passagère), le rythme biologique propre à chaque animal ou bien l'administration de médicaments ou de tranquillisants. Ils ont eux aussi un impact sur les résultats de l'analyse (Siliart, 2004).

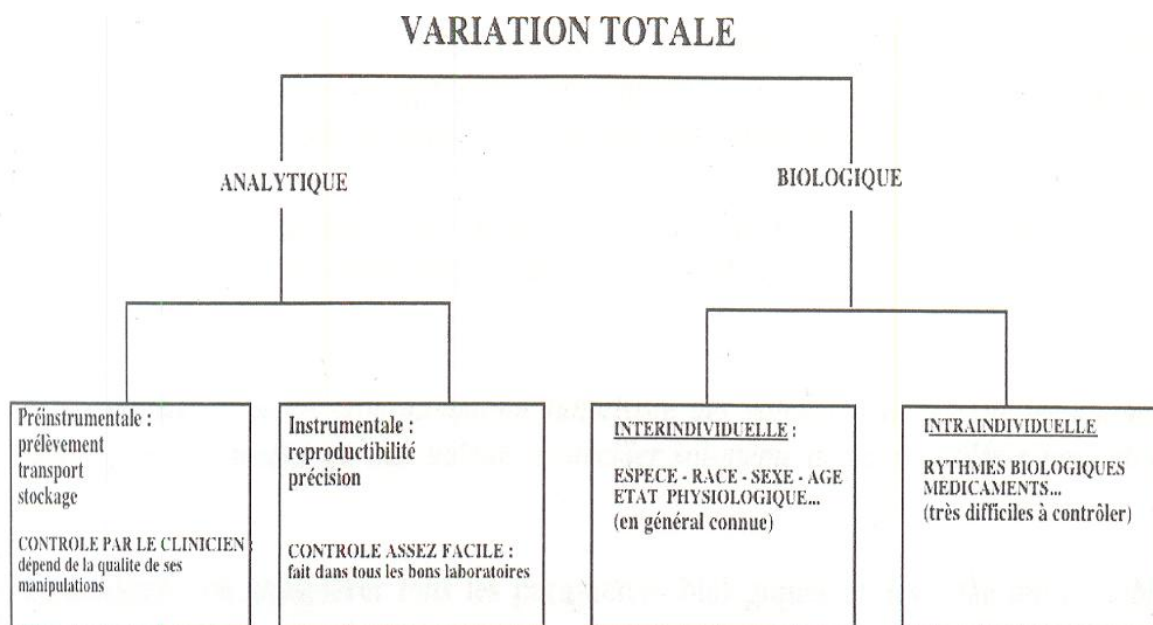


Fig 07.

Variation d'une mesure en dehors de toute perturbation pathologique (Siliart, 2004).

2.3 INTERVALLES DE REFERENCE, VALEURS USUELLES, ET INTERPRETATION CLINIQUE DES RESULTATS

Il existe une certaine confusion dans l'emploi des mots concernant les valeurs usuelles. Nous nous appuyons ici sur les recommandations proposées par l'IFCC (Solberg, 2004).

Si on a pu auparavant utiliser le terme de valeur normale, ce dernier a été progressivement retiré du vocabulaire de la biochimie clinique. En effet l'adjectif « normal » est source de polémiques et ne peut être défini objectivement pour être utile à l'analyse biochimique. On préfère parler en biochimie clinique de valeurs usuelles (Sunderman, 1975).

Une valeur usuelle est le résultat d'une mesure obtenue chez un individu cliniquement sain. Cet individu est un animal sélectionné à partir de critères définis (âge, sexe, race,...). On parle d'intervalle de référence pour désigner l'intervalle compris entre deux limites de référence. Il inclut généralement 95 % des valeurs mesurées (Solberg, 2004).

2.3.1 Utilité des intervalles de référence

Les intervalles de référence sont utilisés pour interpréter les mesures biologiques. Ces intervalles représentent les valeurs que l'on est susceptible de trouver chez des animaux sains en fonction de leur état physiologique, ils doivent également permettre de détecter les processus pathologiques (Henny, 2009).

2.3.2 Détermination des valeurs usuelles

Pour déterminer des valeurs usuelles, plusieurs étapes doivent être suivies : d'abord énoncer les critères de sélection, puis les conditions expérimentales et enfin les résultats. Il faut définir une population en fonction de critères de sélection précis (critères d'inclusion et d'exclusion : espèce, âge, sexe, état de santé,...). Cette sélection est primordiale. Le concept de santé est relatif et il n'existe pas de santé « parfaite ». Il faut des critères objectifs pour déterminer si l'on accepte ou si on rejette un individu comme source de valeurs usuelles.

Le nombre minimum d'individus permettant de constituer un intervalle de référence valable dépend de la distribution des données et de l'intervalle de confiance souhaité. Selon l'IFCC, de 100 à 120 individus sont nécessaires lorsque les données doivent être analysées selon des méthodes non paramétriques (distribution non gaussienne). Dans ce cas, les intervalles de confiance à 90 % des limites inférieures et supérieures sont similaires de ceux pouvant être obtenus à partir de 60 individus dont les résultats suivent une distribution gaussienne. Au

dessus de 120 individus, il n'y a pas d'amélioration de la fiabilité des estimations des limites inférieures et supérieures des intervalles de référence.

Il faut préciser les conditions environnementales et physiologiques dans lesquelles les échantillons ont été obtenus. Il faut expliciter la technique de prélèvement, les contraintes de prélèvement ainsi que le transport, la préparation et le stockage des échantillons. Il faut décrire la méthode analytique utilisée en donnant sa précision, son exactitude, et les contrôles qualité qui ont pu être réalisés. Enfin, en donnant les résultats il faut préciser ce que signifie l'intervalle de référence en justifiant son choix (Geffre et al., 2009 ; Henny, 2009 ; Henny, 2011).

2.3.3 Calcul des intervalles de référence (IR)

Dans les situations classiques (distribution Gaussienne), on sélectionne 95 % des valeurs autour de la moyenne à l'aide du calcul suivant :

$IR = [\alpha ; \beta]$ avec $\alpha = m - 1,96 \text{ ECT}$ et $\beta = m + 1,96 \text{ ECT}$, avec α la limite inférieure de l'IR, et β la limite supérieure de l'IR, m la moyenne calculée de la distribution et ECT son écart-type.

Cet intervalle représente les valeurs attendues de 95 % des animaux en bonne santé. C'est pourquoi il faut prendre en compte l'éventualité qu'un animal sain peut se trouver en dehors de l'intervalle (faux positif) (Geffré et al., 2009).

Ou alors, si l'on admet que la distribution des résultats d'une analyse médicale suit une distribution normale, tout résultat ne s'écartant pas plus de la moyenne $\pm 2s$ (où s est l'écart-type) doit être considéré comme acceptable (Audigié et al., 1992).

Cependant, la distribution des valeurs obtenues par une analyse biologique n'est pas forcément gaussienne. En effet la distribution peut être très étendue, ou aplatie, et il se peut que la répartition soit inégale autour de la moyenne. Il faudra dans ces situations calculer l'intervalle de référence à partir de la méthode des percentiles.

Cette dernière est basée sur le nombre d'observations, non sur les valeurs issues de ces observations. L'intervalle de référence peut être défini comme l'intervalle rassemblant toutes les observations entre le 2,5ième percentile et le 97,5ième percentile. Le 97,5ième percentile est défini comme la valeur de l'analyse correspondant à la $(n + 1) \times 0,975$ ième observation du tableau rassemblant par ordre croissant toutes les valeurs de n animaux sains. Le raisonnement est le même pour déterminer le 2,5ième percentile (Snedecor et Cochran, 1989).

2.3.4 Interprétation des résultats

Le problème de toute analyse biologique vient principalement du fait qu'il y a toujours un certain recoupement entre les valeurs usuelles et les valeurs des malades en particulier dans les maladies chroniques ou subaiguës.

L'interprétation clinique d'un résultat doit se faire en fonction de la sensibilité et de la spécificité du test utilisé qui permettront d'établir des seuils de décision (on parle de sensibilité et spécificité clinique, ce qui est différent de la sensibilité et spécificité analytique vue précédemment). La sensibilité d'un test est l'aptitude de ce test à détecter les malades et à éviter les faux positifs. La spécificité d'un test est l'aptitude de ce test à détecter les non malades et à éviter les faux négatifs.

La sensibilité étant le plus souvent inversement proportionnelle à la spécificité, il est souvent difficile de choisir une valeur seuil. On peut choisir de privilégier un seuil sensible.

Par exemple la valeur seuil de 13 mg/L de créatinine peut permettre de détecter une insuffisance rénale chez un animal (sensibilité de 95 %, spécificité de 50 %) mais on risque alors de traiter des animaux sains. Si on choisit de privilégier une approche spécifique en prenant 20 mg/L comme valeur seuil de l'insuffisance rénale (spécificité de 95 %, sensibilité de 50 %), certains animaux insuffisants rénaux ne seront pas détectés. C'est donc le seuil choisi qui fait la sensibilité ou la spécificité d'un test. En pratique, il est donc préférable de choisir deux seuils (un supérieur 100 % spécifique et un inférieur 100% sensible). Au dessus du seuil supérieur, l'animal est malade. En dessous du seuil inférieur, l'animal est sain. Lorsque le résultat est intermédiaire, on évitera de s'en servir pour prendre une décision.

L'interprétation ne s'arrête pas là car en biologie on n'est jamais absolument certain qu'un animal soit malade ou sain parce que le test est respectivement positif ou négatif. Il faut impérativement prendre en compte la prévalence de la maladie (nombre de malade sur l'ensemble de la population étudiée). C'est pour cela que l'on utilise les termes de valeur prédictive positive (VPP) lorsqu'il s'agit de la probabilité d'existence d'une maladie si le test est positif et de valeur prédictive négative (VPN) pour désigner la probabilité d'absence d'une maladie si le test est négatif.

Plus la prévalence de la maladie est forte (par exemple à partir de 50 %) et plus on peut accorder de crédit au résultat positif ou négatif d'un test (forte VPP et VPN). En revanche si la prévalence est faible (par exemple de l'ordre de 1%), le pouvoir de confirmer la maladie diminue statistiquement (faible VPP). Cela veut tout simplement dire qu'en cas de faible prévalence, on ne peut accorder aucun crédit à la positivité du test, à moins de privilégier un seuil entièrement spécifique. Le cas échéant, tout le travail du clinicien va consister à

augmenter la prévalence des animaux malades dans la population sur laquelle le test est effectué ce qui revient en pratique à ne réaliser des tests que sur des animaux fortement suspects. D'où l'importance de l'examen clinique pour le choix des tests (Siliart, 2004).

2.4 REALISATION PRATIQUE DES PROFILS BIOCHIMIQUES

2.4.1 Sérum ou plasma ?

Certaines analyses ne peuvent être effectuées que sur du sang total, du sérum ou sur plasma, mais pour la plupart des analyses biochimiques les deux derniers spécimens peuvent être utilisés indifféremment. Cependant, la préparation d'un plasma est plus rapide, elle permet de récupérer un volume supérieur à celui du sérum, et limite notablement l'hémolyse dans les espèces dont les globules rouges sont fragiles. De nombreux cliniciens préfèrent utiliser le plasma pour les tests biochimiques sanguins chez la volaille, principalement en raison d'un volume d'échantillon plus grand par rapport au sérum. Par ailleurs, pendant la coagulation, certains constituants « fuient » des cellules (par exemple les enzymes, le potassium, etc.) et modifient légèrement la composition du sérum. Cependant, sérum et plasma ne sont pas utilisables indifféremment pour toutes les analyses. Par exemple, un sérum doit être utilisé pour l'électrophorèse des protéines en raison de l'interférence du fibrinogène avec les bêta globulines, ou bien pour le dosage des acides biliaires (Médaille et al., 2005).

2.4.2 Choix des anticoagulants

Le choix des anticoagulants n'est pas indifférent ; même si toutes les recommandations n'ont pas fait l'objet de validations en biologie médicale animale, il est essentiel de suivre celles du laboratoire référent ou de l'analyseur de la clinique (Tableau VI). La mesure de la glycémie, si elle ne peut être effectuée immédiatement (jusqu'à 1 heure en pratique) ou si le spécimen ne peut pas être centrifugé rapidement, doit être faite sur un plasma contenant un inhibiteur de la glycolyse. Le dosage des ions divalents, calcium, magnésium, fer, zinc, peut être fait dans un sérum ou un plasma hépariné, mais jamais dans un plasma EDTA en raison de la complexation des ions divalents qui les rend inaccessibles aux réactifs chimiques utilisés en routine. Ce même spécimen est inutilisable pour la mesure de l'activité des phosphatases alcalines qui dépend de Mg^{2+} , ou pour le dosage du potassium faussement élevé.

Le dosage de certaines hormones peptidiques ou protéiques instables in vitro n'est possible qu'en prélevant en présence d'inhibiteurs de la protéolyse, comme l'aprotinine. L'instabilité de certains composés impose de recueillir le sang sur un milieu dénaturant les enzymes, par exemple sur acide perchlorique. Cependant, il est très important de se rappeler que, si le choix

d'un anticoagulant particulier est indispensable pour certains analytes, ce même choix peut rendre le spécimen inadéquat pour la mesure de nombreux autres analytes. En routine, la plupart des analyses de biochimie sont faites dans des plasmas héparinés ; l'héparine n'est pas au sens strict un anticoagulant, mais un retardateur de coagulation, de telle sorte qu'un plasma hépariné conservé à température ambiante finit par coaguler après plusieurs jours ; de plus, après réfrigération ou congélation, certains facteurs de coagulation sont activés : il est donc fréquent d'observer des microcaillots de fibrine dans des aliquotes de plasmas héparinés décongelés ; il suffit de les éliminer par une nouvelle centrifugation (Médaille et al., 2005).

Tab VI.

Recommandations générales de choix des anticoagulants en fonction du type d'analyse à effectuer (Médaille et al., 2005).

Analyses	Anticoagulant
Hématologie	EDTA-K2
Biochimie	Héparinate de lithium
Hémostase	Citrate 3.8% ; 1/P (V/V)
Sérologie	Sérum (sans anticoagulant)

2.4.3 Volume de sang nécessaire

Le volume est souvent un facteur limitant dans les petites espèces particulièrement les oiseaux, même si la plupart des analyses sont effectuées par des micro méthodes qui ne consomment que quelques microlitres ou dizaines de microlitres par analyte mesuré. Lorsque le volume de spécimen collecté est un facteur limitant, il faut se rappeler que le volume de plasma récupéré est supérieur au volume de sérum (de 10 à 20 %).

Lorsque les prises de sang sont effectuées sur des oiseaux de petite taille, les pertes de sang de l'animal ne doivent pas être négligées. Le taux de mortalité chez différentes espèces de mammifères et d'oiseaux suite à la perte de quantité de sang après prélèvement, a montré que les oiseaux peuvent mieux supporter des pertes de sang importantes que des mammifères en raison d'une plus grande capacité de mobilisation de fluide extra-vasculaire (Figure 08). Chez des individus sains, la quantité de sang qui peut être ponctionnée sans effets délétères sur l'animal est de 3% du poids corporel chez le canard et le pigeon, 2% du poids corporel chez le poulet, et 1% chez le faisan (Lumeij, 1997).

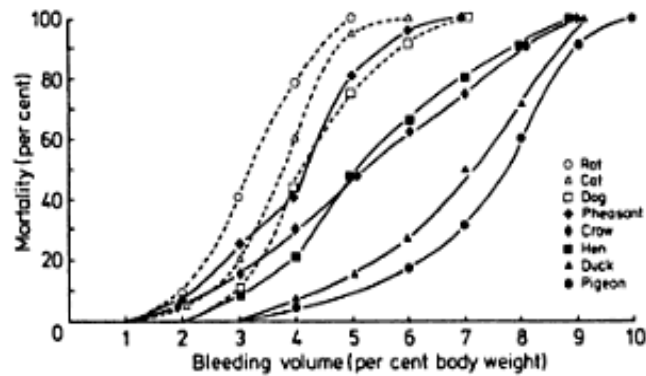


Fig 08.

Taux de mortalité (%) chez différentes espèces de mammifères et d'oiseaux suite à la perte de quantité de sang après prélèvement (Lumeij, 1997).

3. PARAMETRES D'INTERET EN BIOCHIMIE DES VOLAILLES ET LEURS VALEURS USUELLES

3.1 PARAMETRES HEPATIQUES

En raison des multiples rôles du foie, la fonction hépatique peut être évaluée par plusieurs dosages :

-Les paramètres évaluant la fonction hépatique décrits dans cette partie sont les protéines totales, l'albumine, la bilirubine, le glucose, le cholestérol, et les triglycérides.

-Les marqueurs de lyse cellulaire et de cholestase abordés dans cette partie sont l'alanine amino-transférase (ALAT), l'aspartate amino-transférase (ASAT), les phosphatases alcalines (PAL) et les acides biliaires.

Les protéines totales et l'albumine sont présentées ici avec l'exploration hépatique mais leur dosage permet aussi d'évaluer le fonctionnement rénal. De même, l'urée est présentée ici avec l'exploration rénale mais son dosage permet aussi d'évaluer le fonctionnement hépatique.

3.1.1 Les protéines totales

3.1.1.1 Fonction-régulation

Les protéines sont des polymères d'acides-aminés. Elles comprennent l'albumine, les globulines et le fibrinogène. L'albumine, le fibrinogène, et les globulines α et β sont synthétisés par le foie, et les γ globulines par les plasmocytes.

Toutes ces protéines assurent de nombreuses fonctions :

- Maintien de la pression oncotique.

- Transport de molécules liposolubles.
- Immunité.
- Messagers chimiques (insuline, adrénaline,...).
- Médiateurs de l'inflammation.
- Coagulation.
- Système tampon
- Système de protection contre le stress oxydatif (Rand et Murray, 2002).

3.1.1.2 Interprétation

La protéinémie s'exprime en gramme par litre (g/L) ou en gramme par décilitre (g/dL) :

- ⇒ Une hyperprotéinémie est le signe d'une inflammation, d'un phénomène infectieux qui stimule la production de gammaglobulines, ou d'une déshydratation.
- ⇒ Une hypoprotéinémie peut avoir pour origine une insuffisance de production de protéines, en cas d'atteinte hépatique, ou une fuite de protéines :
 - hémorragie.
 - pertes par voie digestive : diarrhée.
 - pertes par voie rénale : syndrome néphrotique.

Toutefois la protéinémie seule peut manquer de spécificité, et il est parfois nécessaire de coupler son dosage à celui de l'albuminémie, afin de savoir si la modification de la protéinémie est due à une variation de l'albuminémie, de la globulinémie ou des deux (Eckersall, 2008).

3.1.1.3 Valeurs usuelles

Tab VII.

Valeurs usuelles pour les protéines totales chez le poulet de chair.

Protéines totales	Fontaine, 1992	Campbell, 2004	Thrall et al., 2012	Hochleithner, 2013
En g/L	52-69	25-45	25-45	33-55
En g/dL	5.2-6.9	2.5-4.5	2.5-4.5	3.3-4.5

3.1.2 L'albumine

3.1.2.1 Fonction-régulation

L'albumine est une protéine de petite taille. Elle assure sa fonction grâce à l'existence à sa surface de plusieurs sites de fixation d'affinités variables au niveau desquels elle établit des

liaisons non covalentes avec les molécules qu'elle transporte. C'est une importante protéine de transport, elle permet de solubiliser des molécules qui seraient peu ou pas solubles en milieu aqueux et d'éviter leur élimination trop rapide par le rein (Eckersall, 2008). Plusieurs auteurs ont démontré la présence d'une fraction pré-albumine chez les oiseaux, elle se trouve en position anodique par rapport au pic d'albumine sur une courbe d'électrophorèse, elle est en particulier composée de transthyréine ; une protéine de transport des hormones thyroïdiennes. L'albumine en particulier a différentes fonctions qui sont le maintien de la pression oncotique et le transport dans le sang des hormones thyroïdiennes, et d'autres hormones en particulier les hormones liposolubles, transport des acides gras libres et de la bilirubine, et lie de manière compétitive les ions calcium (Ca^{2+}) (Rand et Murray, 2002).

3.1.2.2 Interprétation

L'albuminémie s'exprime en g/L :

- ⇒ Une hypo albuminémie peut être le signe d'une hépatopathie, mais aussi d'une carence nutritionnelle en protéines, d'une mal assimilation, d'une perte rénale, d'un épanchement ou d'une hyperhydratation.
- ⇒ Une hyper albuminémie est le signe d'une déshydratation (Eckersall, 2008).

3.1.2.3 Valeurs usuelles

Tab VIII.

Valeurs usuelles pour l'albumine chez le poulet de chair.

Albumine	Fontaine, 1992	Thrall et al., 2012	Hochleithner, 2013
En g/L	21-35	12-20	13-28
En g/dL	2.1-3.5	1.2-2.0	1.3-2.8

3.1.3 La bilirubine

3.1.3.1 Fonction-régulation

Chez le poulet, le pigment biliaire majeur est la biliverdine. En effet, celui-ci ne possède pas de biliverdine-réductase ce qui rend impossible la conversion de la biliverdine en bilirubine. Cependant, de faibles concentrations de bilirubine ont déjà été détectées chez le canard, chez qui on a décelé des concentrations élevées de ce métabolite suite à une hépatite virale (Lind et al., 1967 ; Lin et al., 1974).

3.1.4 Les acides biliaires

3.1.4.1 Fonction- régulation

Les acides biliaires sont synthétisés exclusivement par le foie à partir du cholestérol et leurs sels constituent environ 2/3 des solides totaux de la bile. Ils sont synthétisés sous forme d'acides biliaires primaires et sont sécrétés par les hépatocytes dans la bile. Dans la plupart des espèces domestiques, les deux principaux acides biliaires primaires sont l'acide cholique et l'acide chénodésoxycholique. Les acides biliaires suivent ensuite un cycle entéro-hépatique : après avoir été sécrétée dans le duodénum, la majeure partie des acides biliaires est réabsorbée dans l'iléon et la partie restante est réabsorbée dans le gros intestin, puisque les acides biliaires primaires deviennent des acides biliaires secondaires, l'acide lithocholique et l'acide désoxycholique, sous l'action d'enzymes bactériennes. Une infime fraction est éliminée dans les fèces. Les acides biliaires primaires et secondaires sont ensuite prélevés de la circulation portale par le foie pour être à nouveau sécrétés dans la bile (Tennant et Center, 2008 ; Hornbuckle et al., 2008).

3.1.4.2 Interprétation

Les acides biliaires s'expriment en micromoles par litre de sang ($\mu\text{mol/L}$). Il a été démontré que le taux d'acides biliaires est fortement augmenté en cas d'affections hépatiques chez le poulet, c'est pour cela que ce dosage est considéré comme l'un des plus intéressants pour juger de l'intégrité de la fonction hépatique chez le poulet.

Certaines situations pathologiques entraînent un passage anormal des acides biliaires dans la circulation périphérique :

- Les inflammations digestives.
- les affections hépatocellulaires : parasitaires, virales, bactériennes ou autres.
- la cholestase : obstruction des voies biliaires par des parasites, ou encore des lithiases (Bromidge et al., 1985).

3.1.4.3 Valeurs usuelles

Les seules intervalles de références que nous possédons concernent le perroquet gris d'Afrique (18-71), le perroquet amazone (19-144), et le cacatoès (23-70) (Hochleithner, 2013).

3.1.5 Alanine amino-transférase (ALAT)

3.1.5.1 Fonction-régulation

L'ALAT est une enzyme du groupe des transaminases, elle permet le transfert d'un groupe amine lors de certaines réactions chimiques. Plusieurs organes synthétisent cette enzyme: le foie, le muscle cardiaque, et le muscle squelettique.

La valeur diagnostique de cette enzyme est faible chez les oiseaux. Dans de nombreux cas, les sujets ayant des lésions hépatiques graves, ont des activités ALAT normales, reflétant ainsi un faible niveau de l'activité enzymatique dans les cellules hépatiques. Des activités ALAT augmentées sont souvent dûes à des dommages dans de nombreux tissus. De plus, chez certaines espèces aviaires, les valeurs ALAT normales sont souvent inférieures au seuil de sensibilité de nombreux analyseurs (Hochleithner, 2013).

3.1.5.2 Interprétation

L'ALAT s'exprime en UI/L. Une élévation de l'activité des ALAT avec l'âge a déjà été rapportée chez les oiseaux. Cependant, les augmentations pathologiques sont difficiles à interpréter, cette enzyme a une utilité limitée chez les oiseaux, car elle peut être augmentée dans beaucoup de situations pathologiques (Lumeij, 1987).

3.1.5.3 Valeurs usuelles

Tab IX.

Valeurs usuelles pour l'activité de l'ALAT chez le poulet de chair

Alanine amino-transférase (ALAT)	Campbell, 2004
En UI/L	<50

3.1.6 Aspartate amino-transférase

3.1.6.1 Fonction-régulation

Les ASAT sont présentes dans le muscle squelettique et le myocarde surtout. On en trouve aussi dans le foie et les tissus nerveux. Les ASAT sont donc un indicateur sensible mais non spécifique de souffrance musculaire. Ces enzymes sont des marqueurs de cytolyse hépatique, mais ne sont pas spécifiques du tissu hépatique (Hochleithner, 2013).

3.1.6.2 Interprétation

L'ASAT s'exprime en UI/L. Une cytolysse hépatique est responsable de l'augmentation des ASAT par libération dans le sang des contenus cellulaires. De la même façon, une lyse musculaire est responsable d'une élévation des ASAT.

Une insuffisance rénale peut également provoquer une augmentation du taux des ASAT sanguins, il s'agit d'un marqueur particulièrement sensible lors d'atteinte des cellules tubulaires proximales. Toute affection générale comme une septicémie, virémie ou toxémie par le biais de lyses cellulaires importantes est également responsable d'une augmentation du niveau d'ASAT (Hochleithner, 2013).

L'activité de ces enzymes fournit de meilleures informations lorsqu'elle est combinée avec d'autres tests plus spécifiques. L'activité de la créatine kinase peut être estimée pour exclure les dommages musculaires comme cause de l'activité accrue des ASAT (Lumeij et Westerhof, 1987).

3.1.6.3 Valeurs usuelles

Tab X.

Valeurs usuelles pour l'activité de l'ASAT chez le poulet de chair.

Aspartate amino-transférase (ASAT)	Campbell, 2004	Hochleithner, 2013
En UI/L	<275	<230

3.1.7 Les phosphatases alcalines PAL

3.1.7.1 Fonction -régulation

La phosphatase alcaline est une enzyme synthétisée par la muqueuse intestinale, les os et le foie. Expérimentalement, il est possible de déterminer les fractions des différentes iso-enzymes spécifiques des PAL : PAL-I, PAL-O, PAL-H.

Les PAL sont liées à la membrane des mitochondries et catalysent l'hydrolyse des esters mono-phosphates (Lumeij et Westerhof, 1987).

3.1.7.2 Interprétation

Les jeunes animaux en raison de la croissance osseuse, possèdent des valeurs de PAL considérablement plus élevées que celles des adultes. Une augmentation des PAL est évocatrice

d'une insuffisance hépatique lorsqu'elle est corrélée à une augmentation du cholestérol et des triglycérides. Lorsqu'elle est isolée, elle serait évocatrice d'une affection osseuse (augmentation de l'activité ostéoblastique) (Hochleithner, 2013).

3.1.8 Le glucose

3.1.8.1 Fonction- régulation

Le glucose joue un rôle capital dans l'organisme, c'est un substrat catabolique servant au fonctionnement de l'ensemble des cellules de l'organisme, dont majoritairement les cellules nerveuses chez les oiseaux. La glycémie est l'une des constantes les plus indispensables à la survie des homéothermes, car le glucose est en continu requis en tant que source d'énergie et doit être maintenu à des niveaux stables dans le plasma. En cas de jeûne de courte durée, les réserves glycogéniques du foie, et à moindre mesure du muscle sont rapidement mobilisées. Si le jeûne se prolonge, la néoglucogénèse peut se mettre en place dans le foie à partir des acides aminés, en particulier les glucoformateurs. Si le jeûne se prolonge encore, les lipides prennent une part plus importante dans cette néoglucogénèse, alors que celle des acides aminés tend à diminuer. Les acides gras deviennent dans ce cas le principal substrat énergétique des cellules sauf pour celles du cerveau. La glycémie des poulets et des oiseaux en général, dépend de l'insuline à l'état nourri et du glucagon et des catécholamines en dehors des repas. L'insuline est la principale hormone régulant la glycémie par sa fonction hypoglycémiant liée à son effet sur l'entrée du glucose dans les cellules, sur l'activation des enzymes de la lipogénèse et de la glycogène synthétase. Le glucagon stimule en particulier la dégradation des réserves de glycogène, c'est aussi la principale hormone lipolytique chez les oiseaux, qui sont de ce point de vue moins sensibles aux catécholamines (Larbier et Leclercq, 1992).

3.1.8.2 Interprétation

La glycémie s'exprime en g/L ou en mmol/L. Elle est très fluctuante. Les valeurs peuvent varier selon le moment de la prise de sang par rapport au repas. Les concentrations sanguines de glucose chez les oiseaux à jeun sont sujettes au rythme circadien ; une élévation de la glycémie sanguine débute durant la scotophase pour atteindre un pic plasmatique au début de la photobase (Lumeij, 1987).

L'âge semble également influencer sur les valeurs physiologiques de la glycémie, puisqu'on a rapporté des valeurs plasmatiques de glucose plus élevées chez des volailles jeunes par rapport aux adultes.

Le stress est un facteur important d'augmentation de la glycémie, cette augmentation est due à la libération de glucocorticoïdes et d'adrénaline. Il faut donc prendre en compte lors d'hyperglycémie constatée, l'éventualité d'un stress provoqué par la contention et la ponction sanguine qui peuvent être à l'origine d'une hyperglycémie transitoire.

Le diabète sucré peut être à l'origine d'hyperglycémie chez plusieurs espèces de volailles (Lewandowski et al., 1986). Une hépatopathie sévère peut être la cause d'hypoglycémie (Roskopf et Woerpel, 1984).

3.1.8.3 Valeurs usuelles

Les valeurs usuelles de la glycémie chez la volaille sont situées aux environs de 2g/L, soit plus de 2 fois celles des mammifères (Larbier et Leclerq, 1992).

Tab XI.

Valeurs usuelles pour le glucose chez le poulet de chair.

Glucose	Fontaine, 1992	Campbell, 2004	Hochleithner, 2013
g/L	1.52-1.82	2-5	2.27-3

3.1.9 Le cholestérol

3.1.9.1 Fonction- régulation

Le cholestérol est un lipide majeur, précurseur de l'ensemble des hormones stéroïdes et des sels biliaires. C'est aussi un composant majeur des membranes cellulaires animales qui contribue à leur stabilité et au maintien de leurs structures en s'intercalant entre les phospholipides. La synthèse du cholestérol se fait dans le cytoplasme des cellules du foie et de l'intestin principalement (Hochleithner, 2013).

3.1.9.2 Interprétation

La cholestérolémie est exprimée en g/L, elle peut être augmentée lors d'hypothyroïdie, de lipidose hépatique (qui fait généralement suite à une augmentation de la valeur sanguine des triglycérides), d'obstruction biliaire. Une alimentation riche en graisses sera également à l'origine d'une augmentation de la cholestérolémie.

La cholestérolémie peut être diminuée lors d'insuffisance hépatique grave (Roskopf et Woerpel, 1984).

3.1.9.3 Valeurs usuelles

Tab XII.

Valeurs usuelles pour le cholestérol chez le poulet de chair.

Cholestérol	Fontaine, 1992	Hochleithner, 2013
g/L	0.52-1.52	0.86-2.11

3.1.10 Les triglycérides

3.1.10.1 Fonction- régulation

Les triglycérides sont des lipides de réserve, ils ont un rôle fondamental : ils sont une réserve d'énergie très importante (énergie grâce aux acides gras et au glycérol). Ils sont intensément fabriqués dans le foie et dans les cellules intestinales. Les triglycérides proviennent des graisses apportées par l'alimentation mais aussi de la synthèse hépatique (Hochleitner, 2013).

3.1.10.2 Interprétation

La triglycéridémie est exprimée en g/L, elle a été insuffisamment investiguée chez la volaille. Ses valeurs peuvent varier selon le climat, l'influence hormonale, l'alimentation, et l'espèce. Des hypertriglycéridémies (2-5g/L) ont été observées en cas de lipidose hépatique, et de péritonite en particulier chez les femelles, et en cas d'hyperadrénocorticisme (Hochleithner, 2013).

3.2 LES PARAMETRES RENAUX

3.2.1 L'acide urique

3.2.1.1 Fonction-régulation

L'acide urique est le principal produit final du métabolisme de l'azote chez les oiseaux. Sa sécrétion se fait essentiellement au niveau du foie (Lumeij, 1987), et au niveau des tubules rénaux (Chou, 1972). Les précurseurs immédiats de l'acide urique sont l'hypoxanthine et la xanthine. Chez le poulet de chair, la synthèse de l'acide urique est contrôlée par la xanthine-oxydase qui favorise l'oxydation de l'hypoxanthine en xanthine, puis de la xanthine en acide urique. Ces composés sont synthétisés à partir des nucléotides puriques (essentiellement inosine), l'administration par voie intra veineuse d'inosine entraîne une augmentation

significative du niveau de l'excrétion urinaire d'acide urique chez le poulet de chair. (Karasawa et al., 1973).

3.2.1.2 Interprétation

La concentration sanguine en acide urique est appelée uricémie et s'exprime en mg/L. L'évaluation des concentrations plasmatiques d'acide urique est largement utilisée chez les oiseaux dans le but de détecter une infection rénale. Dans des conditions physiologiques normales, l'uricémie d'un oiseau varie entre 30 et 100mg/ L et la quantité d'acide urique excrétée par jour est comprise entre 4 et 5g (Larbier et Leclercq, 1992).

⇒ L'hyper uricémie peut être observée en cas :

- de déshydratation sévère.
- de néphropathie, lorsque la fonction rénale est diminuée de plus de 70 à 80%.
- d'apport excessif de protéines dans l'alimentation.

Une augmentation sévère de l'uricémie peut provoquer l'apparition d'une goutte viscérale et articulaire. En effet, l'acide urique étant très peu soluble dans l'eau et dans le sang se cristallise et se dépose dans les tissus (articulations, organes internes) lorsque sa concentration devient trop importante. Il se forme ainsi des granulomes inflammatoires responsables d'une diminution de la fonctionnalité des organes touchés (Lewandowski et al., 1986).

⇒ L'hypo uricémie chez les oiseaux est beaucoup moins commune, elle est le signe :

- d'une malnutrition prolongée, par diminution de l'apport protéique.
- d'une atteinte hépatique sévère avec diminution de la synthèse de l'acide urique par le foie (Hochleithner, 2013).

3.2.1.3 Valeurs usuelles

Tab XIII.

Valeurs usuelles pour l'acide urique chez le poulet de chair.

Acide urique	Fontaine, 1992	Larbier et Leclercq, 1992	Campbell, 2004	Hochleithner, 2013
En mg/L	24.69-80.80	30-100	< 100	25-81
En mg/dL	2.46-8.08	3-10	<10	2.5-8.1

3.2.2 L'urée

3.2.2.1 Fonction-régulation

Lors du catabolisme protéique, les protéines sont dégradées en acides-aminés dont la désamination entraîne la formation d'ammoniac. Celui-ci est capté presque exclusivement par le foie qui le transforme alors en urée qui est excrétée par filtration glomérulaire par les reins. La réabsorption tubulaire dépend de l'état d'hydratation de l'animal, chez les oiseaux déshydratés, la quasi-totalité de l'urée filtrée est réabsorbée, et chez les oiseaux correctement hydratés, toute l'urée filtrée est excrétée (White et al., 1973). L'urée est présente en très petites quantités dans le plasma aviaire, et la détermination des niveaux d'urée plasmatique est généralement considérée comme ayant peu de valeur diagnostique. Cependant, de récentes études ont démontré une corrélation positive entre les concentrations élevées d'urée plasmatique et l'existence d'une pathologie rénale chez les pigeons. De même, l'urée est généralement utilisée comme un indicateur sensible de déshydratation chez les oiseaux (Lumeij, 1987).

3.2.2.2 Interprétation

La concentration sanguine en urée est appelée urémie et s'exprime en grammes par litre (g/L).

⇒ L'augmentation de l'urée plasmatique peut provenir d'une :

- obstruction urétrale bilatérale.
- augmentation du catabolisme protéique.
- déshydratation.
- diminution de l'excrétion urinaire ; c'est donc potentiellement un indicateur d'atteinte rénale (Lumeij, 1987).

3.2.2.3 Valeurs usuelles

Tab XIV.

Valeurs usuelles pour l'urée chez le poulet de chair.

Urée	Fontaine, 1992	Campbell, 2004
g/L	0.01	<0.01

3.2.3 La créatinine

3.2.3.1 Fonction-régulation

La créatinine est une molécule organique qui se forme dans les muscles et est issue de la dégradation de la créatine phosphate, par déshydratation irréversible et perte d'un groupement phosphate (Rodwell, 2002).

La phosphocréatine est utilisée pour stocker de l'énergie dans les muscles. Chez les oiseaux, le catabolisme de la créatine se produit à un rythme soutenu, son excrétion se fait par les reins, où elle est librement filtrée et réabsorbée dans les tubules. La créatine est excrétée dans l'urine où elle peut être convertie en créatinine. Cette excrétion urinaire de la créatine est une raison pour laquelle le taux de créatinine sanguin ne fournit pas une évaluation précise de la fonction rénale aviaire (Bell et Freeman, 1971).

3.2.3.2 Interprétation

La concentration sanguine en créatinine est appelée créatininémie et s'exprime en milligrammes par décilitre (mg/dL). Physiologiquement, la production de la créatinine est relativement constante et est très peu affectée par le catabolisme des protéines alimentaires ou tissulaires. Chez toutes les espèces aviaires qui ont été étudiées, l'intervalle de référence de la créatinine se situe entre 0.1 et 0.4 mg / dL. De graves dommages rénaux peuvent conduire à une augmentation des taux de créatinine surtout si le niveau de filtration est diminuée. Des élévations ont également été décrites en relation avec une insuffisance rénale aiguë ou chronique de toute étiologie, et la prise de médicaments néphrotoxiques (Lewandowski et al, 1986).

3.2.3.3 Valeurs usuelles

Tab XV.

Valeurs usuelles pour la créatinine chez le poulet de chair.

Créatinine	Fontaine, 1992	Campbell, 2004	Hochleithner, 2013
mg/dL	0.90-1.81	<1	0.9-1.8
mg/L	9.09-18.18	<10	9-18

3.3 IONOGRAMME

3.3.1 Le sodium

3.3.1.1 Fonction-régulation

Le sodium fait partie des ions permettant le maintien de l'équilibre hydrominéral, et déterminant le gradient électrochimique des membranes cellulaires. Il est en forte concentration dans le compartiment extracellulaire, et en faible concentration dans le compartiment intracellulaire. Il tend donc à entrer passivement dans les cellules. C'est le cation le plus représenté dans le compartiment extracellulaire. Le sodium est apporté par l'alimentation. Trois mécanismes permettent son absorption dans l'intestin:

- Diffusion passive selon le gradient électrochimique.
- Co-transport avec des électrolytes : entrée simultanée de chlorure Cl^- , ou sortie simultanée d'un proton H^+ .
- Entrée couplée à celle d'une molécule organique : glucose, acide aminé.

L'absorption a lieu sur toute la longueur des intestins mais elle est plus marquée dans l'iléon et le côlon (Hornbuckle et al., 2008).

L'élimination du sodium se fait par filtration rénale sous l'influence de l'aldostérone (Braun et Lefebvre, 2008).

3.3.1.2 Interprétation

La concentration sanguine en Na^+ est appelée natrémie et s'exprime en millimoles par litre (mmol/L) ou en milliéquivalents par litre (mEq/L).

Une augmentation anormale de la natrémie, appelée hypernatrémie, peut être due à :

- Un gain excessif de Na^+ : apport alimentaire excessif, rétention sodée (par exemple lors d'hyperaldostéronisme).

Une diminution anormale de la natrémie, appelée hyponatrémie, peut être due à :

- Une perte excessive de Na^+ : par voie rénale (atteinte tubulaire, hypoaldostéronisme), par voie digestive (diarrhée), par création d'un troisième compartiment, ou lors de sudation importante.
- un gain excessif en eau, par exemple en cas de perfusion avec des solutés pauvres en Na^+ (Carlson et Bruss, 2008).

3.3.1.3 Valeurs usuelles

Tab XVI.

Valeurs usuelles pour le sodium chez le poulet de chair.

Sodium	Fontaine, 1992	Campbell, 2004	Hochleitner, 2013
En mEq/L	148-163	130-160	131-171

3.3.2 Le potassium

3.3.2.1 Fonction-régulation

Le potassium comme le sodium fait partie des ions permettant le maintien de l'équilibre hydrominéral. A l'inverse du sodium, il est en faible concentration dans le milieu extracellulaire, et en forte concentration dans le milieu intracellulaire. Il tend donc à sortir passivement des cellules.

Le potassium d'origine alimentaire est presque entièrement absorbé dans la partie proximale de l'intestin. L'absorption se fait par diffusion passive, rendue possible par un fort gradient de concentration entre la lumière intestinale et le plasma (Hornbuckle et al., 2008).

L'élimination du potassium se fait principalement par filtration rénale sous influence de l'aldostérone (Braun et Lefebvre, 2008).

3.3.2.2 Interprétation

La concentration sanguine en K^+ est appelée kaliémie et s'exprime en millimoles par litre (mmol/L) ou en milliéquivalents par litre (mEq/L). Une augmentation anormale de la kaliémie, appelée hyperkaliémie, peut survenir suite à:

- Un gain excessif en K^+ : perfusion avec des solutés riches en potassium, défaut d'excrétion (obstruction des voies urinaires, atteinte tubulaire).
- Passage extracellulaire : hémolyse, effort intense.
- Choc et acidose.

Une diminution anormale de la kaliémie, appelée hypokaliémie, peut survenir suite à :

- Des pertes excessives : digestives, rénales (insuffisance rénale, hyperaldostéronisme).
- Passage intracellulaire : insuline, catécholamines.
- Alcalose.
- Un gain excessif en eau : perfusion avec des solutés pauvres en potassium (Carlson et Bruss, 2008).

3.3.2.3 Valeurs usuelles

Tab XVII.

Valeurs usuelles pour le potassium chez le poulet de chair.

Potassium	Fontaine, 1992	Campbell, 2004	Hochleithner, 2013
En mEq/L	4.6-6.5	2-4	3.0-7.3

3.3.3 Le chlore

3.3.3.1 Fonction-régulation

Le chlore est aussi un ion déterminant le gradient électrochimique des membranes cellulaires. Au même titre que le sodium, il est en forte concentration dans le milieu extracellulaire, et en faible concentration dans le milieu intracellulaire. Il tend donc à entrer passivement dans les cellules. L'absorption intestinale de Cl⁻ suit celle du Na⁺ par cotransport. Dans certains cas, l'entrée d'un ion Cl⁻ se fait en échange de la sortie d'un ion HCO₃⁻ (Hornbuckle et al., 2008). L'élimination du Cl⁻ se fait par filtration rénale : les mouvements des ions Cl⁻ suivent ceux des ions Na⁺ (Braun et Lefebvre, 2008).

3.3.3.2 Interprétation

La concentration sanguine en chlore est appelée chlorémie et s'exprime en millimoles par litre (mmol/L) ou en milliéquivalents par litre (mEq/L). Une augmentation anormale de la chlorémie, appelée hyperchlorémie, peut survenir suite à :

- un gain excessif : ingestion massive de sel, déshydratation.
- un défaut d'excrétion : hyperaldostéronisme, réabsorption rénale augmentée (Saxton et Seldinn, 1986).

Une diminution anormale de la chlorémie, appelée hypochlorémie, peut survenir suite à :

- des pertes excessives : en cas de défaut de réabsorption tubulaire, séquestration dans un troisième secteur.
- un gain excessif en eau : perfusion avec des solutés pauvres en Cl⁻ (Carlson et Bruss, 2008).

3.3.3.3 Valeurs usuelles

Tab XVIII.

Valeurs usuelles pour le chlore chez le poulet de chair.

Chlore	Fontaine, 1992	Campbell, 2004
En mEq/L	116-140	100-120

3.3.4 Le calcium

3.3.4.1 Fonction-régulation

L'ion calcium est un cation appartenant à la famille des alcalino-terreux. Le calcium est surtout présent dans les os, mais aussi dans les cellules et dans le plasma. Le calcium plasmatique existe sous trois formes : en complexe avec des acides organiques, lié à des protéines et ionisé. La fraction ayant une activité biologique est celle représentée par le calcium ionisé Ca^{2+} dont la proportion par rapport au calcium plasmatique total est d'environ 50 %, et qui joue un rôle fondamental dans la transmission de l'influx nerveux ou de récepteur hormonal (Rosol et Capen, 1997).

La proportion de calcium ionisé varie en fonction du pH sanguin et donc du statut acido-basique.

Le calcium et le magnésium sont les deux principaux ions bivalents de l'organisme. Le calcium est très élevé dans le milieu extracellulaire, tandis que le magnésium est augmenté dans le milieu intracellulaire.

Les ions calciques ont de nombreuses fonctions dans l'organisme dont :

- L'excitabilité neuromusculaire.
- La formation d'os.
- La coagulation sanguine.
- Les processus de sécrétion.
- L'intégrité membranaire et le transport à travers les membranes plasmiques.
- Les réactions enzymatiques.
- La libération des hormones et des neurotransmetteurs.
- L'action intracellulaire d'un certain nombre d'hormones.

L'excrétion du calcium est effectuée par le rein et 98% ou plus du calcium filtré par les glomérules rénaux est réabsorbé. La concentration sérique en calcium est régulée par un système endocrinien complexe faisant intervenir trois hormones :

- la parathormone : son action permet la mobilisation des réserves osseuses de calcium, une augmentation de la calcémie, et une diminution de la phosphatémie.
- la calcitonine : son action permet au contraire le stockage du calcium sous forme osseuse et entraîne une diminution de la calcémie et de la phosphatémie.
- la vitamine D qui augmente la calcémie et la phosphatémie (Rosol et Capen, 1997).

3.3.4.2 Interprétation

La concentration sanguine en calcium est appelée calcémie et s'exprime en milligrammes par litre (mg/L) ou en millimoles par litre (mmol/L). Le plus souvent c'est la calcémie totale qui est mesurée, même si la calcémie ionisée a plus d'intérêt d'un point de vue biologique.

Une calcémie anormalement élevée, ou hypercalcémie, peut survenir suite à :

- Un gain excessif : apports alimentaires excessifs.
- Un défaut d'élimination par diminution de l'excrétion urinaire du calcium.
- Une hyperparathyroïdie primaire ou secondaire à une insuffisance rénale chronique

Une calcémie anormalement basse, ou hypocalcémie, peut survenir suite à :

- Un défaut d'absorption intestinale : carence, hypovitaminose D due à une carence ou à une hyperphosphatémie.
- Une élimination excessive par augmentation de l'excrétion urinaire de calcium (Braun et Lefebvre, 2008).

3.3.4.3 Valeurs usuelles

Tab XIX.

Valeurs usuelles pour le calcium chez le poulet de chair.

Calcium	Fontaine, 1992	Campbell, 2004	Hochleithner, 2013
En mg/L	88-240	80-110	132-237

3.3.5 Le magnésium

3.3.5.1 Fonction- régulation

Le magnésium est le quatrième cation le plus important de l'organisme. Sa répartition est approximativement la suivante : 60% dans le tissu osseux sous forme d'hydroxyapatite, 38% dans les tissus mous et 1 à 2% dans le milieu extracellulaire. Les tissus mous qui contiennent le plus de magnésium sont les muscles striés squelettiques, le cœur et le foie, avec une concentration intracellulaire proportionnelle à l'activité métabolique de la cellule.

De la même manière que le calcium, le magnésium plasmatique existe sous trois formes : lié à des protéines (principalement l'albumine), complexé à des anions de petites taille (phosphate, lactate), ionisé (Mg^{2+}) qui est la forme physiologiquement active.

Le magnésium intervient dans le fonctionnement de la pompe Na^+/K^+ -ATPase, dans la régulation des pompes du calcium et du potassium, dans la transmission neuromusculaire et dans de nombreux processus enzymatiques et hormonaux. Il joue aussi un rôle dans la contraction des muscles striés squelettiques, dans le tonus vasomoteur et dans l'excitabilité du muscle cardiaque et dans le péristaltisme viscéral (Carlson et Bruss, 2008). La réabsorption tubulaire est accrue quand la concentration sérique en magnésium est basse, tandis que l'excrétion est stimulée par l'aldostérone (Meij et Mol, 2008).

3.3.5.2 Interprétation

La concentration sanguine en magnésium est appelée magnésémie et s'exprime en milligrammes par litre (mg/L) ou en millimoles par litre (mmol/L).

Une magnésémie anormalement élevée, ou hypermagnésémie, peut être corrélée à :

- Une atteinte rénale.
- Une fatigue musculaire (Carlson et Bruss, 2008).

Une magnésémie anormalement basse, ou hypomagnésémie peut s'expliquer par :

- Une carence alimentaire.
- L'hyperaldostéronisme (Meij et Mol, 2008).

3.3.5.3 Valeurs usuelles

Tab XX.

Valeurs usuelles pour le magnésium chez le poulet de chair.

Magnésium	Fontaine, 1992
En mg/L	12.15-36.45

3.3.6 Le phosphore

3.3.6.1 Fonction-régulation

Le phosphore inorganique se trouve à 90% sous forme d'hydroxyapatite dans la matrice minéralisée des os. Les 10% restant sont localisés dans les tissus mous, dans le compartiment intracellulaire.

Le phosphore inorganique, est surtout présent dans le sang sous forme d'ion phosphate (HPO_4^{2-} et H_2PO_4^-), avec un ratio de quatre ions HPO_4^{2-} pour un ion H_2PO_4^- à pH physiologique. C'est pourquoi les termes phosphore et phosphates sont employés indifféremment.

Le phosphate est un constituant des phospholipides, des phosphoprotéines, des acides nucléiques, de l'ATP, et de l'hydroxyapatite, et à ce titre joue un rôle primordial dans l'intégrité des membranes cellulaires, le métabolisme énergétique ainsi que dans la contraction musculaire, la délivrance d' O_2 aux tissus et le maintien de l'intégrité du squelette.

Le phosphate d'origine alimentaire est absorbé dans le duodénum et dans le jéjunum. Le passage de la barrière intestinale se fait selon deux mécanismes par transport facilité grâce à un cotransporteur Na^+ /phosphate et par diffusion passive (Favus, 1992).

L'excrétion du phosphore est effectuée par les reins. Elle dépend des importances relatives du taux de filtration glomérulaire et du taux maximal de réabsorption tubulaire (Yanagawa et Lee, 1992). Comme dans le cas du calcium, le taux sérique de phosphore est sous régulation hormonale. Principalement par la parathormone qui diminue le taux de réabsorption tubulaire et augmente l'excrétion rénale. D'autres inhibiteurs du cotransport Na^+ /phosphate produisent le même effet, c'est le cas de la calcitonine et du facteur atrial natriurétique. A l'inverse le cotransport Na^+ /phosphate est stimulé par l'insuline, ou encore l'hormone de croissance (Rosol and Capen, 1997).

3.3.6.2 Interprétation

La concentration sanguine en phosphate est appelée phosphatémie et s'exprime en milligrammes par litre (mg/L).

Une phosphatémie anormalement élevée, ou hyperphosphatémie peut être provoquée par :

- Une lyse cellulaire massive.
- Une intoxication à la vitamine D.
- L'insuffisance rénale chronique (Rosol and Capen, 1997).
- L'hypoparathyroïdisme (Chew et Meuten, 1982).

Une phosphatémie anormalement basse, ou hypophosphatémie peut être causée par :

- Une maldistribution secondaire à une charge trop importante en glucides.
- Une alcalose respiratoire.
- Une décharge de catécholamines.
- Une carence en vitamine D (Rosol and Capen, 1997).

3.3.6.3 Valeurs usuelles

Tab XXI.

Valeurs usuelles pour le phosphore chez le poulet de chair.

Phosphore	Fontaine, 1992	Campbell, 2004	Hochleithner, 2013
En mg/L	62-77.5	50-70	62-79

3.4 LES OLIGO ELEMENTS

Les oligo éléments jouent un rôle important dans le métabolisme des oiseaux en tant que coenzymes de nombreuses enzymes, et la carence ou l'excès d'oligo éléments sont cause de nombreuses maladies et anomalies. Les métabolismes du fer, du zinc et du cuivre sont modifiés lors de la réaction inflammatoire, et de l'état infectieux. Chez les oiseaux, les maladies infectieuses entraînent une inflammation, et une importante diminution du zinc plasmatique et du fer plasmatique et leur accumulation dans le foie, tandis que le taux de cuivre plasmatique augmente. L'hypozincémie pourrait être favorable à une inhibition de la croissance bactérienne comme cela a été démontré pour le fer, le zinc étant un facteur de croissance pour certaines bactéries, il serait donc discutable de vouloir corriger par voie alimentaire une diminution du zinc plasmatique. L'augmentation du cuivre plasmatique est

associée à l'élévation du taux de céruloplasmine qui fixe le cuivre. La céruloplasmine stimule l'activité des superoxyde-dismutases qui protègent les cellules contre la réactivité des radicaux libres générés par le processus de réaction immunitaire. En conséquence, une supplémentation en cuivre est nécessaire pour les poussins exposés à des agents infectieux. La métallothionine de zinc est aussi un séquestrant efficace des radicaux libres, mais cet effet favorable n'est pas observé puisqu'une supplémentation en zinc a plutôt des conséquences défavorables (Nys, 2001).

3.5 ELECTROPHORESE DES PROTEINES SERIQUES

Chez les oiseaux, l'électrophorèse des protéines sanguines est utilisée en tant que moyen diagnostique depuis une quinzaine d'années. Son utilisation en médecine aviaire est donc beaucoup plus récente que chez les mammifères (Cray et Tatum, 1998). L'électrophorèse des protéines sanguines est principalement utilisée dans le diagnostic de phénomènes inflammatoires liés à des affections bactériennes, virales ou parasitaires chez les oiseaux. Elle est le plus souvent réalisée sur plasma en médecine aviaire. Les plasmas sont en effet moins sujets à l'hémolyse que les sérums, et ils contiennent le fibrinogène, protéine caractéristique de la phase aiguë de l'inflammation (Hawkey et Hart, 1987; Cray et Tatum, 1998 ; Fudge, 2000 ; Hochleithner, 2013). L'électrophorèse des protéines permet chez l'oiseau, de combler l'absence totale de techniques de dosages de protéines spécifiques de l'inflammation tels que nous les connaissons chez les mammifères (dosage de la C Reactive Protein par exemple).

Utilisée conjointement au dosage des protéines totales par la réaction de Biuret, l'électrophorèse des protéines est de plus reconnue en médecine aviaire comme étant la méthode la plus adaptée à la détermination de la concentration en albumine et en globulines d'un plasma (Lumeij et al., 1990 ; Lumeij et Mc Lean, 1996 ; Harr, 2002). Le faible volume de plasma nécessaire pour réaliser une analyse rend cette technique utilisable, même chez des espèces de petite taille.

Les électrophorégrammes des oiseaux sont le plus souvent découpés en une fraction pré-albumine, une fraction albumine, une ou deux fractions alpha, une fraction beta et une fraction gamma (Cray, 2000 ; Harr, 2002). Les fractions alpha, beta et gamma sont qualifiées de globulines (Kaneko, 1997a ; Cray, 2000). Chez le poulet 84 protéines ont été identifiées dans le plasma (Corzo et al., 2004). Hormis la fraction albumine présentant un pic d'allure monoclonale, les fractions séparées par électrophorèse sont donc composées, de plusieurs protéines.

Les globulines sont subdivisées en α 1- globuline, α 2- globuline, β - globuline, et γ - globuline :

- ⇒ La fraction alpha est une fraction de protéines fabriquées presque entièrement par le foie. Leur taux est généralement élevé en cas de processus inflammatoire, elles sont donc utiles dans le diagnostic et le suivi de nombreuses maladies infectieuses : néphrites aiguës ou hépatites sévères. Des baisses de cette fraction peuvent être observées en cas d'insuffisance hépatique, d'inanition grave, ou de fuites importantes de protéines en cas de troubles gastro-intestinaux.
- ⇒ La fraction beta comprend des protéines de transport ; le complément, la ferritine, la protéine C-Réactive, des lipoprotéines et le fibrinogène, beaucoup d'entre elles sont également des protéines de la phase aiguë de l'inflammation. Chez les mammifères, la fraction β 2 des globulines contient une grande partie des immunoglobulines IgM, IgG, et IgA. L'augmentation de cette fraction est le signe d'un processus inflammatoire du foie, de malnutrition, d'hyperlipidémie, de maladie fongique, ou de syndrome néphrotique. La baisse de cette fraction est le signe d'une insuffisance hépatique, d'inanition grave, ou de fuites importantes de protéines en cas de troubles gastro-intestinaux.
- ⇒ La fraction gamma des oiseaux est constituée d'immunoglobulines. Il s'agit principalement chez les oiseaux des IgM, des IgA et des Ig Y (correspondant aux IgG des mammifères) synthétisées par les lymphocytes B et les plasmocytes. Leur élévation est la preuve d'une stimulation antigénique. Leur diminution peut se produire en cas d'immunodéficience, et d'infection foudroyante (Wissman, 2006).

Tab XXII.

Valeurs usuelles pour les globulines chez le poulet de chair.

Globulines	Hochleithner, 2013
En g/L	15-41

PERFORMANCES DE CROISSANCE CHEZ LA SOUCHE ISA 15 ET LA SOUCHE ARBOR ACRES

1. INTRODUCTION

L'aviculture industrielle se développe depuis quelques années pour répondre à une démographie sans cesse croissante et à une demande en protéines animales en constante augmentation. Elle est indéniablement la branche des productions animales qui a enregistré en Algérie le développement le plus remarquable au cours de ces dernières décennies.

Depuis l'apparition il y a 50 ans de la sélection génétique moderne, les lignées de poulets ont été spécialisées en fonction d'une production cible. Les lignées lourdes furent destinées à la production de viande et les lignées légères pour la production d'œufs. Le facteur génétique joue un rôle important sur la production, car il influence le métabolisme des oiseaux.

Les différentes lignées de poulets de chair divergent par la répartition de leur utilisation énergétique. Les gros poulets de chair sélectionnés pour une forte production de viande dépensent plus d'énergie à synthétiser des protéines musculaires que les lignées de poids inférieur. Cependant, leur tube digestif est moins développé que celui des petits poulets, et cela malgré les grandes quantités de nourriture ingérées (Shalev, 1995).

Depuis la seconde moitié du 20^{ème} siècle, la sélection génétique du poulet de chair utilisé en filière standard a eu pour principal objectif un gain de productivité, grâce à l'augmentation de la vitesse de croissance et la diminution de l'indice de consommation. Il fallait à la fin des années 80, 5 kg d'aliment pour produire un poulet pesant en moyenne entre 1.7 Kg et 1.8 Kg à 1 mois, avec un indice de consommation variant entre 2.70 et 3.20 (Fernadji, 1990). Actuellement en Europe on peut considérer que les poulets de chair «standard » atteignent le poids de 2,5 kg en 42 jours d'âge en moyenne, avec un indice de consommation ne dépassant pas 2. Le poulet étant abattu à poids fixe, l'augmentation des vitesses de croissance s'est accompagnée d'une diminution (de l'ordre d'un jour par an) de l'âge d'abattage (Arnould et al., 2011).

Le travail de recherche que nous avons effectué a pour objectif de comparer les performances de croissance entre la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres, incluant le poids vif, la consommation alimentaire, le taux de mortalité et l'indice de consommation.

2. MATERIEL ET METHODES

2.1 MATERIEL

2.1.1 Milieu d'étude

L'étude a été réalisée au niveau de l'Unité de Poulet de Chair (UPC) de Benboulaid affiliée au Complexe Avicole de Batna (Tableau XXIV) lui-même rattaché au Groupe Avicole de l'Est (Tableau XXIII) dont l'EPE ONAB Spa est la société mère.

Le Groupe industriel ONAB est né, en 1998, de la restructuration des entreprises publiques régionales de la filière avicole (Orac, Oravio et Oravie) et de la filière nutrition animale, qui est l'entreprise nationale ONAB.

Le groupe ONAB restructuré dans le but de faire face à la concurrence, dans un marché entièrement ouvert dans le cadre d'une nouvelle politique des pouvoirs publics, dispose de toutes les activités de la filière avicole faisant de lui un groupe intégré.

Dès son passage à l'autonomie en avril 1997, l'EPE ONAB Spa fait l'objet d'une restructuration mise en œuvre durant l'année 1998.

Aujourd'hui, l'EPE ONAB assure une gestion de portefeuille de 7 filiales dont l'EPE ONAB TRADE :

- Trois Groupes Avicoles Régionaux : GAC, GAE, GAO.
- Une entreprise de maintenance ENIMI.
- Deux filiales PREMIX (Figure 09).

L'UPC de Benboulaid dispose de 4 bâtiments fonctionnels : 1 bâtiment de 105 mètres de long sur 8 mètres de large et 3 mètres de hauteur, et 3 bâtiments de 68 mètres de long sur 8 mètres de large et 3 mètres de hauteur.

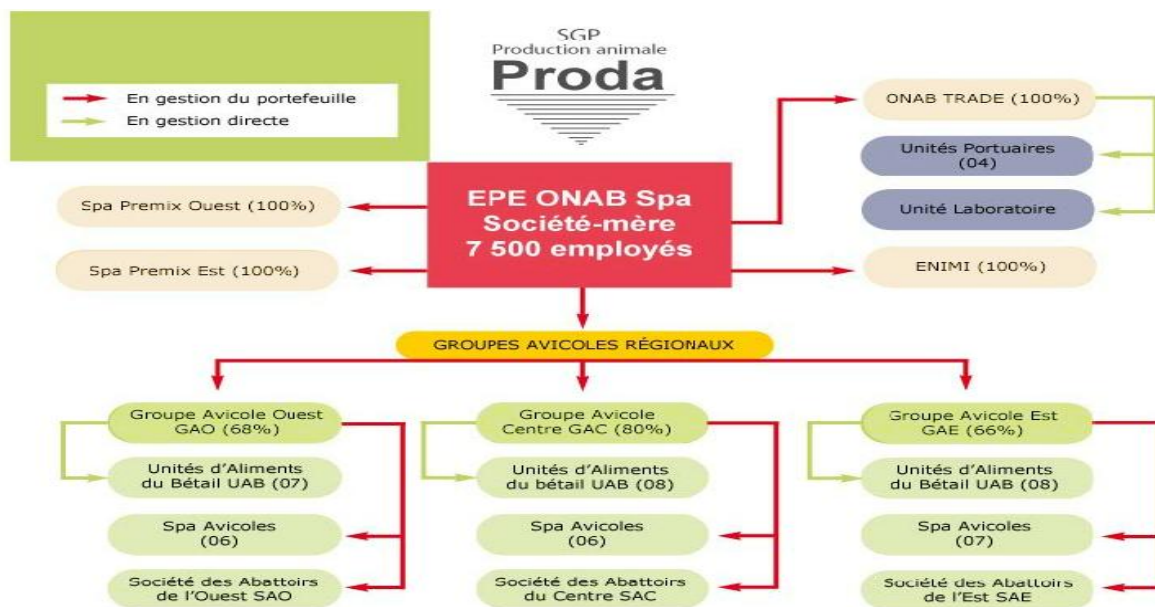


Fig 09.

Filiales de l'EPE ONAB Spa société mère (ONAB, 2011).

Tab XXIII.

Liste des entités rattachées en gestion directe ou en gestion de portefeuille à « Groupe avicole de l'Est (ONAB, 2011).

Désignation	Adresse
ANNABA I	Route d'El Hadjar Annaba
ANNABA II	Route des Salines Annaba
BOUDEROUA	Bouderoua Guelma
EL EULMA	Route de Batna El Eulma Sétif
EL HARROUCH	El Harrouch Skikda
O.HAMLA	Ouled Hamla Oum El Bouaghi
OUMACHE	Oumache Biskra
SOCIETE DES ABATTOIRS EST	Chelghoum El Aid Route de Ferdjioua Chelghoum El Aid
SPA - COMPLEXE AVICOLE BATNA	Cité Administrative bloc N°5 Batna
SPA - COMPLEXE AVICOLE BORDJ ARRERIDJ	1 Rue Ahmed AGGOUNE Setif
SPA - COMPLEXE AVICOLE MILA	Route de la gare Tadjenanet
SPA - COMPLEXE AVICOLE SETIF	Cité Larbi Ben M'hidi N° 15 Setif
SPA - COMPLEXE AVICOLE SKIKDA	Abattoir Hammadi Krouma Skikda
SPA - COMPLEXE AVICOLE SOUK AHRAS	SPA Souk Ahras Zone Industrielle BP N° 48 Souk Ahr
TEBESSA	Sabra et Chatila Tebessa

Tab XXIV.

Fiche technique de l'entité Spa- Complexe avicole de Batna (ONAB, 2011).

Désignation :	SPA - COMPLEXE AVICOLE BATNA
Dépendance en gestion directe ou en gestion du portefeuille du (de la):	Groupe Avicole Est
Filiale/Unité :	Filiale Avicole Chair
Situation géographique:	Batna
Adresse:	Cité Administrative bloc N°5 Batna
Fax_Tel :	033.86.04.64 / 033.86.48.98
Nom_Directeur/Directeur Général :	Mr Boukhalfa Laala
Effectif :	354 Employés dont 67 Temporaires
Capacite_Production/Stockage :	11 M Unités Oeuf à couvrir chair, 8 M Sujets Poussin chair, 384 K Sujets Poulets chair, 28 K Sujets Poulettes démarrées 58 M Oeufs de consommation
Zone_intervention :	Est et Sud Est Algerien
Entités rattachées :	- Centre repro chair Boulhilet W.Batna - Centre repro chair Boumahra W.uelma Unité poulets de chair Ben Boulaid W.Constantine Unité oeufs de consommation Ain Skihouna Batna

2.1.2 Les animaux

Cette étude a été réalisée sur deux souches différentes ; la souche lourde Arbor Acres de type non autosexable (Groupe AVIAGEN), et la souche moyenne Isa 15 (Groupe Hubbard). 8965 poussins de la souche Arbor Acres, et 8943 poussins de la souche Isa 15 (Tableau XXV) ont été suivis dès leur arrivée à l'Unité de Poulet de Chair de Benboulaid, depuis l'âge de 01 jour jusqu'à l'abattage à 57 jours pour la souche Arbor Acres et 59 jours pour la souche Isa 15.

Tab XXV.

Mouvements des effectifs chez les deux souches de poulet de chair.

	Souche Arbor Acres Bande n° 152	Souche Isa 15 Bande n° 151
Effectif facturé	9000	9000
Ecart de la réception	18	19
Effectif réceptionné	8982	8981
Mortalité voyage	17	38
Effectif de départ	8965	8943

2.2 METHODES

2.2.1 Conditions d'élevage

Les 02 souches de poulets de chair ont été logées dans des bâtiments différents, mais soumises aux mêmes conditions d'élevage, à savoir :

- La température à l'intérieur du bâtiment est maintenue à 32°C pendant les trois premiers jours de vie des poussins, puis elle est diminuée de 2°C chaque semaine jusqu'à arriver à une température de 22-24°C à l'âge adulte (1 mois).
- La durée d'éclairage des bâtiments est de 24H/24H pendant les 03 premiers jours de vie, elle est d'abord diminuée chaque semaine pour passer à 14 heures de luminosité entre 16 et 21 jours d'âge, puis augmentée de 2 heures chaque semaine jusqu'à atteindre une durée de 22 heures de 42 jours d'âge jusqu'à l'abattage.
- Les animaux de la souche Isa 15 ont été logés dans le bâtiment le plus grand, et les animaux de la souche Arbor Acres ont été partagés en 03 et logés dans les trois petits bâtiments. Une densité de 10 sujets / m² a été observée pour les poulets de chair de la souche Isa 15, et une densité de 05 sujets/ m² a été appliquée pour les animaux de la souche Arbor Acres.
- La période d'élevage a duré 57 jours pour la souche Arbor acres, et 59 jours pour la souche Isa 15.

2.2.2 L'aliment

C'est en se basant sur les caractéristiques nutritionnelles que l'aliment distribué au poulet de chair doit réunir (Tableaux XXVI, XXVII, XXVIII) que des formulations alimentaires ont pu être établies, elles nous ont été gracieusement prêtées par l'office national de l'aliment du bétail (ONAB).

=>

Tab XXVI.

Normes aliments poulet de chair pour la période de démarrage et la période de croissance.

Paramètres analytiques	Unités	Démarrage		Croissance	
		Limites autorisées		Min	Max
- Humidité	%	14		14	
-Energie métabolisable	Kcal/K	2900	3200	2900	3200
- Protéines brutes	g	21	23	19	21
- Matières grasses	%	2.5		2.5	
- Matières minérales	%	5	6	5	6
- Cellulose	%	4		4	
- Lysine	%	1.12	1.24	0.98	1.12
- Méthionine	%	0.47	0.52	0.43	0.47
- AA soufrés	%	0.84	0.93	0.75	0.83
- Calcium total	%	1.00	1.10	0.90	1.00
- Phosphore total	%	0.67	0.70	0.66	0.69
-Phosphore disponible	%	0.42	0.45	0.41	0.44
- Sodium	%	0.16	0.17	0.16	0.17
- Chlorures	%	0.14	0.30	0.14	0.30

Source ONAB

Tab XXVII.

Normes vitamines poulet de chair pour la période de démarrage et de croissance.

Nature	Unités	Démarrage		Croissance	
		Limites autorisées		Min	Max
- Vitamine A	UI/Kg	9100	11200	9100	11200
- Vitamine D3	UI/Kg	1830	2250	1830	2250
- Vitamine E	PPM	13.50	16.50	13.50	16.50
- Vitamine K3	PPM	4.50	5.50	4.50	5.50
- Vitamine B1	PPM	0.45	0.55	0.45	0.55
- Vitamine B2	PPM	3.60	4.40	3.60	
- Acide pantothénique	PPM	4.50	5.50	4.50	
-Vitamine B12	PPM	0.01	0.013	0.018	
- Acide nicotinique (PP)	PPM	23	28	23	28
- Acide folique	PPM	0.2	0.4	0.2	
- Chlorure de choline	PPM	450	550	450	

Source ONAB

Tab XXVIII.

Normes oligo-éléments poulet de chair pour la période de démarrage et de croissance.

Paramètres analytiques	Unités	Démarrage		Croissance	
		Limites autorisées		Min	Max
- Cuivre	PPM	3	3.5	3	3.5
- Fer	PPM	36	44	36	44
- Cobalt	PPM	0.18	0.22	0.18	0.22
- Manganèse	PPM	65	75	65	75
- Zinc	PPM	35	45	35	45
- Iode	PPM	1	1.5	1	1.5
- Sélénium	PPM	0.05	0.1	0.05	0.1
-Soufre	PPM	7	9	7	9

Source ONAB

mg= Milligramme- UI = Unité Internationale- Teneur en UI/Kg et mg/Kg= PPM

Les poulets sont nourris *ad libitum* durant toute la période d'élevage. L'aliment distribué au cours des 11 premiers jours est un aliment de démarrage (Tableau XXIX), la transition alimentaire se fait à partir du 12ème jour où l'aliment croissance commence à être incorporé dans la ration (Tableau XXX). L'aliment finition n'a pas été utilisé pour les deux groupes d'animaux.

Tab XXIX.

Formulation pour l'aliment démarrage.

Composition aliment démarrage	Energie métabolisable	% protéines
<ul style="list-style-type: none"> - Mais : 50% - Tourteaux de soja : 24% - Issues de meunerie : 23% - Calcaire : 1% - Phosphate : 1% - Complexe minéral vitaminé :1% 	2823 ,75 Kcal	22,11%

Source ONAB

Tab XXX.

Formulation pour l'aliment croissance.

Composition aliment croissance	Energie métabolisable	% protéines
<ul style="list-style-type: none"> - Mais : 62% - Tourteaux de soja : 26% - Issues de meunerie : 8,5% - Calcaire : 0,90% - Phosphate : 1,60% - Complexe minéral vitaminé :1% 	2908 ,53 Kcal	20,32%

Source ONAB

2.2.3 Plan de prophylaxie

Un calendrier de vaccination a été établi et suivi par le vétérinaire du centre avicole (Tableau XXXI).

Tab XXXI.

Programme vaccinal poulet de chair

Age en jours	Vaccination obligatoire	Vaccins	Mode d'administration	Dose	Réalisation
01	-Bronchite infectieuse -New castle	- Bio H120 - HB1	Nébulisation	1000d/0.5 L	Couvoir
07	Gumboro	Gumboral	Eau de boisson	1000d/07 L	Bât/ élevage
14	Gumboro	IBDL	Eau de boisson	1000d/ 20L	Bât/ élevage
16	New Castle	Vitapest	Nébulisation	1000d/0.5 L	Bât/ élevage
28	Bronchite infectieuse	Bio H120	Nébulisation	1000d/0.5 L	Bât/ élevage
35	New Castle	Vitapest	Nébulisation	1000d/0.5 L	Bât/ élevage
42	New Castle	Vitapest	Nébulisation	1000d/0.5 L	Bât/ élevage

2.2.4 Performances zootechniques**2.2.4.1 Le poids vif**

Les oiseaux ont été pesés dès le premier jour en lot à l'aide d'une balance électronique au niveau de l'exploitation. Les poids vifs ont été par la suite mesurés dans le cadre de notre étude de façon individuelle tous les 07 jours à une heure fixe, à J7, J14, J21, J28, J35, J42, et J avant abattage (57 jours pour la souche Arbor Acres, et 59 jours pour la souche Isa 15).

2.2.4.2 La consommation alimentaire

La quantité moyenne d'aliment consommé est comptabilisée chaque semaine par la formule ci-dessous :

$$\text{Quantité moyenne d'aliment} = \frac{\text{La quantité d'aliments consommée par semaine}}{\text{Nombre de sujets en vie}}$$

2.2.4.3 L'indice de consommation

Il a été calculé en faisant le rapport de la quantité moyenne d'aliment consommée pendant une période sur le gain de poids moyen pendant cette même période.

$$\text{IC} = \frac{\text{La quantité d'aliments consommée par semaine}}{\text{Gain de poids par sujet sur cette semaine}}$$

2.2.4.4 Le taux de mortalité

Le taux de mortalité a été déterminé en faisant le rapport du nombre de morts enregistrés pendant la période d'élevage sur le nombre d'animaux en début d'élevage. Il s'exprime en pourcentage (%).

$$\text{Taux de mortalité} = \frac{\text{Nombre des sujets morts}}{\text{Nombre initial}} \times 100$$

2.2.5 Analyse statistique

Les résultats ont été évalués statistiquement grâce au logiciel Statview 1992-1998 SAS Institute.Inc. Les données ont été analysées avec le test ANOVA pour l'effet de l'âge sur les poids moyens des 02 souches à J7, J14, J21, J28, J35, J42, et J avant abattage. Le test *t*- de Student a été utilisé pour déterminer les différences de poids et de taux de mortalité entre les deux souches. Les comparaisons ont été considérées comme significatives lorsque les valeurs de *p* étaient inférieures à 0.05.

3. RESULTATS ET INTERPRETATION

3.1 RESULTATS

3.1.1 Le poids vif

L'évolution des poids des poulets de chair est donnée par le tableau XXXII et illustrée par la figure 10.

Les poulets de chair de la souche Arbor Acres ont présenté une croissance plus importante que celle des poulets de chair de la souche Isa 15. Cette supériorité pondérale en faveur de la souche Arbor Acres a été constante depuis la troisième semaine jusqu'à la fin de l'expérimentation. La différence de poids à l'abattage entre les deux groupes d'animaux a été significative ($p < 0.05$).

Tab XXXII.

Evolution pondérale (g) des poulets des deux souches.

Age des poulets (en jours)	Souche Isa 15	Souche Arbor Acres
	n= 140	n=140
07	157.35 ^a ±9.95	167.00 ^a ±6.31
14	412.20 ^b ±11.27	402.15 ^b ±25.74
21	820.70 ^c ±18.54	835.55 ^c ±27.72
28	1223.00 ^d ±44.66	1394.00 ^d ±7.84
35	1703.15 ^e ±25.21	1981.70 ^e ±28.66
42	2078.65 ^f ±36.16	2500.80 ^f ±193.36
Avant abattage	2715.25 ^g ±33.99	3195.60 ^g ±42.52

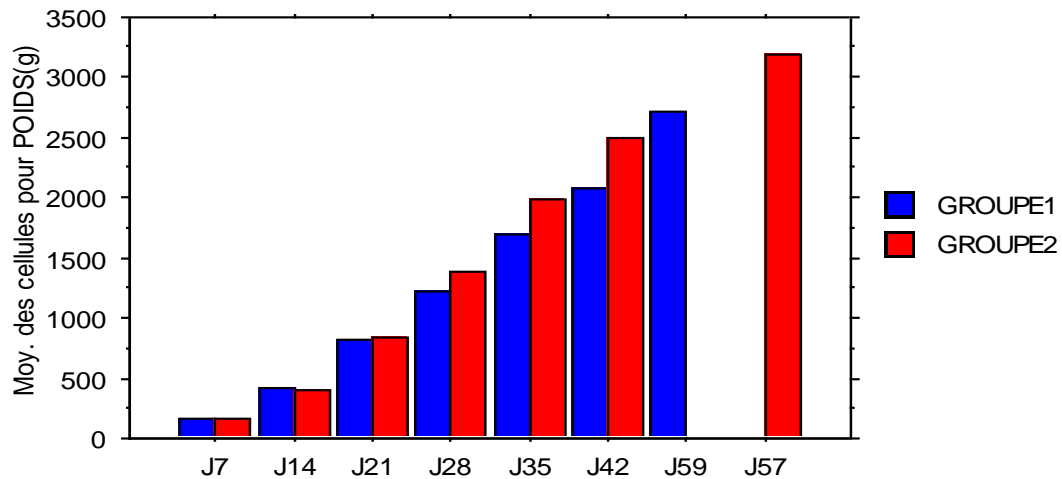


Fig 10.

Evolution pondérale chez les poulets de chair de la souche Isa 15 (Groupe 01) et les poulets de chair de la souche Arbor Acres (Groupe 02).

3.1.2 Consommation alimentaire et indice de consommation

L'évolution des quantités d'aliments consommées au cours des différentes phases d'élevage pour les deux souches est représentée dans le tableau XXXIII.

La consommation alimentaire des animaux au démarrage est la même pour les animaux de la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.

Même si on observe une légère baisse de la consommation chez la souche Arbor Acres en début de phase de croissance, cette souche se caractérise par une consommation alimentaire totale plus importante par rapport à la souche Isa 15, un poids plus important à l'abattage, et un indice de consommation plus élevé (Tableau XXXIV).

Tab XXXIII.

Etat de la consommation par mois et par sujet chez la souche Isa 15 (Bande 151) et la souche Arbor Acres (Bande 152).

Bande	Mars			Avril		Mai		Cumul (Kg)
	Effectif Début du mois	Consom ADPC/sujet (Kg)	Consom ACPC/sujet (Kg)	Effectif Début du mois	Consom ACPC/sujet (Kg)	Effectif Début du mois	Consom ACPC/sujet (Kg)	
151	8943	0.28	0.62	8629	4.76	8465	1.10	6.76
152	8965	0.28	0.49	8750	5.77	8503	1.21	7.75

Tab XXXIV.

Consommation d'aliment(Kg), poids moyen (Kg) et indice de consommation chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.

	Souche Isa 15	Normes Isa 15 à J 56 (Hubbard, 2007)	Souche Arbor Acres	Normes Arbor Acres à J 57 (Aviagen, 2007)
Consommation moyenne par sujet (Kg)	6.760	6.643	7.750	7.993
Poids corporel moyen (Kg)	2.676	3.322	2.804	3.851
Indice de consommation	2.52	2.00	2.76	2.07

3.1.3 Taux de mortalité

Les mortalités sont relevées tous les jours au niveau de chaque bâtiment durant la durée de l'élevage et sont rassemblées par semaine (tableau XXXV).

Tab XXXV.

Taux de mortalité chez la souche Isa 5 et la souche Arbor Acres.

Age en jours	Souche Isa 15	Souche Arbor Acres
07	66	68
14	43	55
21	25	36
28	12	18
35	17	11
42	07	18
Avant abattage	59	59
Total	229	265
%	2.56	2.95

Durant l'élevage il a été enregistré :

- pour la souche Isa 15 ; 229 mortalités sur l'effectif de départ de 8943 sujets, soit un taux de mortalité de 2.56 %.

- et pour la souche Arbor Acres ; 256 mortalités sur l'effectif de départ de 8965 sujets, soit un taux de mortalité de 2.95 %.

On a noté une différence dans le taux de mortalité, plus élevé pour Arbor Acres, mais cette différence n'est pas statistiquement significative ($p > 0.05$).

3.2 INTERPRETATION

La production avicole connaît depuis les années 60 un développement mondial très important, selon les estimations de la FAO datées de Novembre 2012, elle a atteint 104 millions de tonnes contre 10 millions de tonnes en 1960 (ITAVI, 2013), et est estimée dans notre pays à 253000 tonnes (Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural, 2012). L'augmentation de ce type de production se fait grâce aux progrès obtenus sans cesse sur la vitesse de croissance du poulet actuellement abattu de plus en plus jeune. Il fallait il y a 30 ans environ 10 semaines pour obtenir un poulet de 2 kg, il en faut aujourd'hui moins de 6 semaines (Javid et al., 2012).

Le choix des souches les mieux adaptées à nos conditions d'élevage apparaît comme une solution possible à l'amélioration des résultats techniques des unités avicoles. Cependant peu d'études ont été consacrées à la comparaison des performances de croissance des souches de

poulets de chair disponibles sur le marché Algérien. C'est dans ce contexte que nous avons entrepris cette étude qui vise à comparer les performances de croissance de 02 souches de poulets de chair importées dans notre pays.

Croissance chez les deux souches

Les poulets de chair de la souche Arbor Acres ont présenté un poids plus important à l'abattage par rapport aux poulets de chair de la souche Isa 15. La variation génétique de poids à plus de 8 semaines est en accord avec les travaux de plusieurs auteurs (Amao et al., 2011 ; Reddish et Liburn, 2004 ; Dairo et al., 2009). Javid et al. (2012) ont étudié les performances de croissance des mêmes souches et ont pu mettre en évidence un effet du génotype sur les poids moyens des poulets de chair, avec une supériorité pondérale non significative ($p>0.05$) pour les poulets de chair de la souche Arbor Acres.

Consommation alimentaire et indice de consommation

L'effet du génotype sur la consommation alimentaire est conforme aux résultats de Javid et al. (2012), qui ont rapporté une supériorité non significative ($p>0.05$) de la consommation alimentaire chez la souche Arbor Acres par rapport à la souche Isa 15, et qui confirment les observations selon lesquelles l'appétit est l'un des moyens par lesquels les oiseaux à forte croissance se distinguent de ceux qui ont une croissance plus faible. Néanmoins, la quantité d'aliment consommée dans notre étude est supérieure à celle mentionnée par Javid et al. (2012) pour la souche Isa 15 et pour la souche Arbor Acres.

L'indice de consommation (IC) est le ratio qui mesure la conversion de la quantité d'aliment consommé en poids vif corporel. Il donne des indications sur la gestion technique d'un troupeau et sur la marge financière par kilo d'aliment consommé. Etant donné que le coût de l'aliment représente 60-70% du coût total d'un poulet de chair, une conversion correcte de l'aliment consommé en kilo de poids vif est essentielle pour la rentabilité d'un lot de poulets de chair. Une légère différence sur l'IC peut avoir un impact important sur la marge financière (Lessire, 1995 ; Tendonkeng et al., 2009).

L'effet de la souche sur l'indice de consommation n'a pas été mentionné par plusieurs auteurs (Soares et al., 1992 ; Turkoglus et Akin, 1991), mais nos résultats ne sont pas en accord avec ceux de Javid et al. (2012) qui rapportent chez la souche Arbor Acres un indice de consommation de 2.17 avoisinant celui de la souche Isa 15. Ces taux sont nettement inférieurs aux taux obtenus dans notre étude. La souche Isa 15 a consommé plus d'aliment sans atteindre les performances rapportées à J56 (3.322 Kg). Cependant, la souche Arbor Acres a

consommé moins d'aliment, et n'a pas non plus atteint les performances rapportées à J57 (3.851 Kg) (Tab XXXIV).

Le prix de revient du kilogramme de poulet est composé à plus de 60% par le prix de son alimentation. Ainsi, pour produire un Kg de poulet, nos aviculteurs utilisent aujourd'hui en moyenne 3.5 Kg d'aliment composé à 95% de maïs et de soja ; deux céréales entièrement importées. L'indice de consommation ne doit pas être supérieur à 2, c'est-à-dire 2 Kg d'aliment de bétail pour fabriquer un Kg de poulet. Nous perdons donc 1.5 Kg d'aliment pour chaque kilogramme de poulet produit.

Les éléments qui interfèrent sur l'indice de consommation sont : la qualité du poussin, la qualité de l'aliment, les conditions d'élevage et la qualité du suivi zootechnique et vétérinaire (Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural, 2012).

Mortalités

C'est pendant la phase de démarrage et pendant la dernière semaine d'élevage que le taux de mortalité est le plus élevé pour les deux souches, ceci s'explique pour la phase de démarrage par le stress de transport et la manipulation au cours de l'installation des poussins, et pour la fin du cycle d'élevage par le stress dû essentiellement à la promiscuité des animaux. Le taux de mortalité est très satisfaisant pour les deux souches de poulets de chair et est nettement inférieur aux taux rapportés par Javid et al. (2012) pour la souche Arbor Acres et pour la souche Isa 15.

Une mortalité élevée, en particulier en fin de cycle d'élevage, se traduira par une augmentation significative de l'IC. En effet, les poulets morts ont consommé beaucoup d'aliment et n'entrent pas dans le calcul du poids vif final. Les causes de mortalité doivent être déterminées le plus rapidement possible.

Résoudre ou prévenir les problèmes d'IC nécessite une bonne gestion du troupeau. Tout ce qui affecte le poids vif, la consommation d'aliment ou le gaspillage d'aliment conditionne le taux d'IC. La conversion de l'aliment consommé en poids vif est un processus complexe et les raisons d'un mauvais taux d'IC sont souvent multi factorielles. Cerner un problème d'IC demande une approche multi disciplinaire du problème avec la contribution de tous les domaines d'interventions tels que le management, l'alimentation et la santé.

**EFFET DE L'AGE, DU POIDS, ET DE LA SOUCHE SUR
LES CONCENTRATIONS PLASMATIQUES DE
QUELQUES PARAMETRES BIOCHIMIQUES
SANGUINS CHEZ LE POULET DE CHAIR**

1. INTRODUCTION

Le profil biochimique sanguin est extrêmement important dans la gestion de la santé des oiseaux (Quintavalla et al., 2001; Kudair et Al-Hussary, 2010), et est un outil commun pour le diagnostic précoce, ou la correction de troubles nutritionnels et métaboliques avant l'apparition de symptômes plus graves (Miranda et al., 2008 ; Shen et al., 2008). L'étude des constituants du sang peut fournir des informations précieuses sur l'état général de l'animal, et peut donc être utilisée pour juger de l'état de santé des individus (Al-Busadah, 2007; Bowes et al., 1989). L'observation d'un écart dans les concentrations sanguines de certains paramètres de leurs limites normales peut être un guide pour le diagnostic d'une maladie, mais aussi pour le diagnostic différentiel de celle-ci (Omer et al., 2006). Toutefois, les analyses sanguines chez les oiseaux n'ont été effectuées que beaucoup moins souvent par rapport à leur utilisation routinière chez les mammifères domestiques (Talebi, 2006). Plusieurs facteurs semblent avoir une influence sur les paramètres biochimiques sanguins chez le poulet de chair, parmi eux : les maladies (Koinarski et al., 2001; Panigrahy et al., 1986), les additifs alimentaires (Cetin et al., 2002), les médicaments (Zaman et al., 1995), et la température ambiante (Vecerek et al., 2002). Dans des conditions commerciales normales, lorsque les poulets reçoivent un aliment standard, et en l'absence de symptômes cliniques de maladie, ou de mortalité anormale, la souche et l'âge des oiseaux semblent être les principaux facteurs influençant l'intensité du métabolisme qui se reflète directement dans les variations des concentrations plasmatiques des paramètres biochimiques (Piotrowska et al., 2011). L'effet de l'âge sur le profil biochimique chez le poulet de chair a déjà fait l'objet de plusieurs études, mais les résultats obtenus sont extrêmement variables (Bowes et al., 1989; Silva et al.,

2007;. Krasnodebska-Depta et Koncicki, 2000). C'est en plus un domaine scientifique qui est encore peu exploité en Algérie, et des études sont nécessaires pour définir les variations dans les paramètres biochimiques chez différentes souches de poulet de chair importées dans notre pays.

Cette étude a été réalisée afin de :

- Doser 19 paramètres biochimiques chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.
- Déterminer l'effet de l'âge sur tous les paramètres dosés.
- Evaluer la relation entre poids et tous les paramètres mesurés, et entre thyroxine libre et cholestérol, triglycérides, protéines totales et glucose chez les deux groupes d'animaux.
- Faire une comparaison entre les profils biochimiques des deux groupes d'animaux.

2. MATERIEL ET METHODES

2.1 MATERIEL

2.1.1 Milieu d'étude

L'étude a été réalisée au niveau de l'Unité de Poulet de Chair (UPC) de Benboulaid (Complexe Avicole de Batna) située à la périphérie de Constantine.

2.1.2 Les animaux

Cette étude a été réalisée sur 160 poulets de chair de deux souches différentes :

- 80 poulets de chair de la souche lourde Arbor Acres.
- 80 poulets de chair de la souche moyenne Isa 15.

Le dosage de la thyroxine libre a concerné 60 poulets de chair répartis comme suit :

- 30 poulets de chair de la souche Isa 15.
- 30 poulets de chair de la souche Arbor Acres.

Les conditions d'élevage des animaux ainsi que l'alimentation fournie aux volailles sont identiques à celles mentionnées dans le quatrième chapitre.

2.2 METHODES

2.2.1 Les prélèvements

2.2.1.1 Méthodes de prélèvements

L'étude a porté sur 160 prélèvements de sang :

- 80 prélèvements effectués sur les animaux de la souche Isa 15.
- 80 prélèvements effectués sur les animaux de la souche Arbor Acres.

Pour les 02 souches, les prélèvements de sang ont lieu à J7, J14, J35, et J avant abattage (J57 pour la souche Arbor Acres, et J59 pour la souche Isa 15).

Pour chaque jour de prélèvement 20 sujets ont été sacrifiés. Après décapitation des oiseaux, environ 3-4 ml de sang ont été récoltés dans des tubes héparinés puis transportés au laboratoire de Biochimie du Centre Hospitalo-Universitaire (CHU) Benbadis de Constantine.

Pour des raisons essentiellement liées au coût des analyses, le dosage de la thyroxine libre a été effectué sur 30 prélèvements de sang des animaux de la souche Isa 15, et 30 prélèvements de sang des animaux de la souche Arbor Acres. Pour ce dosage, les prélèvements de sang ont lieu à J28, J35, et J42. Pour chaque période de prélèvement 20 sujets ont été sacrifiés par décapitation, mais le dosage n'a été effectué que sur 10 animaux par souche et par jour de prélèvement. La thyroxine a été mesurée au niveau du Laboratoire des Dosages Hormonaux (LDH) de l'Ecole Nationale Vétérinaire, Agro Alimentaire, et de l'Alimentation Nantes Atlantique- ONIRIS.

2.2.1.2 Conservation et transport des échantillons

Une fois le prélèvement réalisé, il est immédiatement placé dans une glacière, le temps du trajet jusqu'au laboratoire. Les prélèvements ont passé entre une et trois heures dans ces conditions, ils sont ensuite centrifugés à 3,000 tours/min puis immédiatement analysés pour tous les paramètres biochimiques sauf la thyroxine pour laquelle les plasmas ont d'abord été congelés environ 02 mois puis analysés par la suite.

2.2.2 Méthodes de dosage des paramètres biochimiques

Afin de limiter les biais expérimentaux liés au matériel, le même laboratoire et le même analyseur ont été utilisés pour tous les prélèvements (sauf pour la thyroxine).

Les dosages ont porté sur 18 paramètres biochimiques analysés sur ARCHITECT ci8200 ; un automate qui couple deux types d'analyses : chimie et immunologie. Ces paramètres sont répartis comme suit :

- ⇒ Les paramètres du métabolisme des protéines : protéines totales, albumine, urée, acide urique, créatinine.
- ⇒ Les paramètres du métabolisme des glucides : glycémie.
- ⇒ Les paramètres du métabolisme des lipides : cholestérol, triglycérides.
- ⇒ Les paramètres hépatiques ALAT, ASAT, et bilirubine totale.
- ⇒ Les paramètres du métabolisme des minéraux : calcium, phosphore, magnésium, sodium, potassium, chlore, fer.

⇒ Le dosage de la thyroxine libre a été effectué par radio immunologie (RIA).

2.2.2.1 Les protéines totales

Le total des protéines a été historiquement déterminé pour la première fois par la méthode de Kjeldahl qui reste toujours une méthode de référence. La réaction du biuret a été décrite par Gornall et al (1949). C'est la méthode préférée des laboratoires cliniques pour sa simplicité, rapidité et fiabilité. Les liaisons peptides des protéines réagissent avec les ions cuivre II dans une solution alcaline pour former un composé bleu violet (la réaction du biuret), chaque ion cuivre s'associe avec 5 ou 6 liaisons peptidiques. On ajoute du tartrate comme stabilisant et l'iodide évite l'auto-réduction du composé cuivreux alcalin. La couleur obtenue est proportionnelle à la concentration en protéines et se mesure entre 520 et 560 nm (Kaplan et Pesce, 1989 ; Tietz, 1995).

2.2.2.2 L'albumine

Les procédures basées sur les techniques de fixation de colorant sont les plus utilisées pour mesurer l'albumine. Le vert de bromocrésol (BCG) est la méthode de fixation de colorant la plus utilisée mais elle risque de surestimer la concentration d'albumine, surtout à l'extrémité inférieure de la gamme normale (Webster et al., 1974). Le pourpre de bromocrésol (BCP) est le plus spécifique des colorants utilisés (Pinnell et Northam, 1978). Le pourpre de bromocrésol, lorsque lié à l'albumine, vire du jaune au bleu. L'absorbance maximale varie en fonction du changement de couleur. L'albumine liée est proportionnelle à la concentration d'albumine dans l'échantillon. Il s'agit d'une réaction en point final mesurée comme étant la différence d'absorbance entre 600 nm et 550 nm.

2.2.2.3 La créatinine

La méthode de Jaffé, introduite en 1886, est toujours utilisée de façon courante pour déterminer les niveaux de créatinine dans le sang. La technique utilisée est une amélioration du dosage de Jaffé, qui ne nécessite pas de déprotéinisation de l'échantillon et qui permet de réduire les interférences avec les protéines sériques (Fabiny et Ertingshausen, 1971 ; Soldin et al., 1978). En milieu alcalin, la créatinine présente dans l'échantillon réagit avec le picrate, formant ainsi un complexe créatinine-picrate. L'augmentation de l'absorbance à 500nm dûe à la formation de ce complexe est directement proportionnelle à la concentration en créatinine de l'échantillon.

2.2.2.4 L'urée

Le test uréique est une modification d'une procédure entièrement enzymatique décrite pour la première fois par Talke et Schubert (1965). Le test est effectué comme un dosage cinétique dans lequel le début de la réaction est linéaire dans un intervalle de temps défini. L'urée de l'échantillon est hydrolysée par l'uréase en ammoniacque et en dioxyde de carbone. La seconde réaction, catalysée par la glutamate déshydrogénase (GLD), convertit l'ammoniacque et l'α-cétoglutarate en glutamate et en eau avec oxydation simultanée de la nicotinamide-adenine-dinucléotide réduite (NADH) en nicotinamide-adenine-dinucléotide (NAD). Deux moles de NADH sont oxydées pour chaque mole d'urée présente. La décroissance initiale de la densité optique à 340 nm est proportionnelle à la concentration en urée dans l'échantillon (Tiffany et al., 1972).

2.2.2.5 L'acide urique

Le dosage de l'acide urique s'est basé sur la méthode de Trivedi. (1978) et Kabasakalian. (1973). L'acide urique est oxydé en allantoïne par l'uricase avec production de peroxyde d'hydrogène (H₂O₂). Le H₂O₂ réagit avec la 4 - aminoantipyrine (4-AAP) et le 2,4,6-acide tribromo-3-hydroxybenzoïque (TBHB) avec la présence de la peroxydase pour former un colorant qui est la quinone-imine. L'absorbance du composé coloré (quinone-imine) proportionnelle à la concentration d'acide urique dans l'échantillon est mesurée à 548nm.

2.2.2.6 Le glucose

Le glucose est phosphorylé par l'hexokinase (HK) en présence d'adenosine triphosphate (ATP) et d'ions de magnésium, produisant ainsi du glucose-6-phosphate (G-6-P) et de l'adénosine diphosphate (ADP). La glucose-6-phosphate déshydrogénase (G-6-PDH) oxyde en particulier le G-6-P en 6-phosphogluconate avec réduction simultanée du nicotinamide adénine dinucléotide (NAD) en nicotinamide adénine dinucléotide réduit (NADH). Une micromole de NADH est produite pour chaque micromole de glucose consommée. Le NADH produit absorbe la lumière à 340 nm et cette augmentation de l'absorbance peut être détectée par spectrophotométrie (Slein, 1963 ; Farrance, 1987).

2.2.2.7 Le cholestérol

De nombreux chercheurs ont étudié l'utilisation des enzymes dans la quantification du cholestérol (Flegg, 1973 ; Richmond, 1973). Le réactif Cholestérol est préparé selon la

méthode d'Allain et al (1974) et selon des modifications proposées par Roeschlau et al (1974) reprenant d'autres améliorations afin de rendre stable le produit en solution. L'hydrolyse des esters de cholestérol est effectuée à l'aide d'une enzyme, la cholestérol estérase. Ils sont décomposés en cholestérol et acides gras libres. Le cholestérol libre, y compris celui initialement présent, est ensuite oxydé par l'intermédiaire de la cholestérol oxydase pour former du cholest-4-ene-3-one et du peroxyde d'hydrogène. Le peroxyde d'hydrogène se combine avec de l'acide hydroxybenzoïque (HBA) et de la 4-aminoantipyrine pour former un chromophore (quinone-imine), quantifié à 500 nm.

2.2.2.8 Les triglycérides

Les triglycérides sont hydrolysés enzymatiquement par la lipase afin de libérer les acides gras et le glycérol. Le glycérol est phosphorylé par l'adénosine triphosphate (ATP) et le glycérol kinase (GK) pour produire du glycérol-3-phosphate et de l'adénosine diphosphate (ADP). Le glycérol-3-phosphate est oxydé en dihydroxyacétone phosphate (DAP) par la glycérol phosphatase oxydase (GPO) en produisant du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2). Lors d'une réaction colorée catalysée par la peroxydase, le H_2O_2 réagit avec la 4-aminoantipyrine (4-AAP) et le 4-chlorophénol (4-CP) pour produire un colorant rouge. L'absorbance de ce colorant est proportionnelle à la concentration en triglycérides dans l'échantillon. Cette méthode analytique repose sur la séquence de réaction décrite par Fossati et Prencipe (1982), et par McGowan et al (1983). Ce réactif utilise le 4-chlorophénol plutôt que le 2-hydroxy-3,5-sulfonate de dichlorobenzène, utilisé dans les études de Fossati et McGowan.

2.2.2.9 ASAT

L'ASAT catalyse le transfert de la fonction amine de l'aspartate vers l' α -cétoglutarate qu'elle transforme en glutamate. Dans un premier temps, l'ASAT se lie à l'aspartate puis transfère la fonction amine sur un coenzyme lié : le phosphate de pyridoxal qui devient phosphate de pyridoxamine sans cesser d'être lié à l'enzyme. L'enzyme se dissocie alors de l'oxaloacétate. Dans le second temps, l'enzyme liée au phosphate de pyridoxamine, forme un complexe avec l' α -cétoglutarate, puis transfère la fonction amine du coenzyme qui redevient phosphate de pyridoxal, vers le second substrat qui est transformé en glutamate. Enfin, le complexe ASAT-glutamate se dissocie : l'enzyme et son coenzyme lié ont recouvré leurs structures initiales (Bergmeyer et al., 1978).

2.2.2.10 ALAT

L'ALAT catalyse le transfert de la fonction amine de l'alanine vers l' α -cétoglutarate qu'elle transforme en glutamate. Dans un premier temps, l'ALAT se lie à l'alanine puis transfère la fonction amine sur un coenzyme lié : le phosphate de pyridoxal qui devient phosphate de pyridoxamine sans cesser d'être lié à l'enzyme. L'enzyme se dissocie alors du pyruvate.

Dans le second temps, l'enzyme liée au phosphate de pyridoxamine, forme un complexe avec l' α -cétoglutarate, puis transfère la fonction amine du coenzyme qui redevient phosphate de pyridoxal, vers le second substrat qui est transformé en glutamate. Enfin, le complexe ALAT-glutamate se dissocie : l'enzyme et son coenzyme lié ont recouvré leurs structures initiales (Bergmeyer et al., 1986).

2.2.2.11 Bilirubine totale

Les méthodes traditionnelles de mesure de la bilirubine reposent sur la réaction de la bilirubine avec un réactif diazoïque pour former un complexe coloré : l'azobilirubine. Il est possible d'accélérer la diazoreaction en ajoutant certaines molécules (méthanol, caféine, diméthyl- sulfoxide). Ces méthodes ont été modifiées entre autres par l'addition de surfactants.

La bilirubine totale (fractions conjuguée et non conjuguée) se lie avec le réactif diazoïque en présence d'un surfactant pour former de l'azobilirubine. La diazoreaction est accélérée par l'addition de surfactant qui agit comme agent de solubilisation. L'augmentation de la densité optique à 548 nm causée par l'azobilirubine est directement proportionnelle à la concentration en bilirubine totale (Harr, 2006).

2.2.2.12 Le calcium

La mesure par spectrophotométrie de complexes calcium colorés est largement utilisée. Comme colorant utilisé pour la mesure du calcium, on peut citer l'o-cresolphtaleine - complexon et l'arsenazo III, ce dernier étant utilisé dans ce dosage. Le colorant arsenazo-III réagit avec le calcium dans une solution acide pour former un complexe bleu-pourpre. La couleur qui se développe est mesurée à 660 nm. Elle est proportionnelle à la concentration en calcium de l'échantillon (Henry et al., 1974).

2.2.2.13 Le magnésium

Cette méthode repose sur l'utilisation du colorant arsenazo qui a une affinité particulière avec le magnésium. L'absorbance du complexe arsenazo- magnésium est mesurée à 572 nm et est proportionnelle à la concentration en magnésium présente dans l'échantillon. L'interférence avec le calcium est évitée par l'ajout d'un agent de chélation du calcium (Burtis et Ashwood, 1994).

2.2.2.14 Le phosphore

Le phosphate inorganique réagit avec le molybdate d'ammonium pour former un complexe : le phospho-molybdate qui est réduit en bleu de molybdène. L'utilisation d'un surfactant élimine la nécessité de préparer un filtrat exempt de protéines. L'absorbance à 340 nm est directement proportionnelle à la concentration de phosphore inorganique dans l'échantillon. (Fiske et Subbarow, 1925).

2.2.2.15 Sodium- potassium-chlore

Les électrodes sélectives des ions sodium, potassium et chlorure utilisent des membranes sélectives pour chacun d'eux. Un potentiel électrique (tension) se développe à travers les membranes entre l'électrode de référence et l'électrode de mesure conformément à l'équation de Nernst. La tension est comparée aux tensions des calibrateurs précédemment déterminées et convertie en concentration ionique (Harr, 2006).

2.2.2.16 Le fer

On libère le fer de la transferrine grâce à l'action d'un acide. Le fer ferrique est converti en fer ferreux par l'action de l'hydrochlorure d'hydroxylamine. Le fer ferreux libéré réagit avec le FERENE pour former un complexe FERENE-Fer coloré. L'absorbance du complexe FERENE-Fer est mesurée à 604 nm et est proportionnelle à la concentration du fer présente dans l'échantillon. On ajoute de la thiourée et un détergent afin d'empêcher, respectivement, l'interférence avec le cuivre et la turbidité (Tietz, 1986).

2.2.2.17 La thyroxine libre

Le dosage de la thyroxine libre a été effectué par radio immunologie au niveau du laboratoire des dosages hormonaux (LDH) de l'École Nationale Vétérinaire, Agro Alimentaire, et de l'Alimentation Nantes Atlantique- ONIRIS (Tableau XXXVI).

Le dosage radio - immunologique de la thyroxine (T4) libre est un dosage par compétition utilisant le principe de l'anticorps marqué. Les échantillons à doser et les calibrateurs sont incubés en présence d'un anticorps monoclonal spécifique de la T4 et d'un analogue biotinylé de la thyroxine (ligand), dans des tubes recouverts d'avidine. Une compétition s'établit entre la thyroxine libre de l'échantillon et le ligand pour la liaison à l'anticorps marqué. La fraction d'anticorps complexée au ligand biotinylé se fixe sur les tubes avidinés. Après incubation, le contenu du tube est vidé par aspiration, puis la radioactivité liée est mesurée. Une courbe d'étalonnage est établie. Les valeurs inconnues sont déterminées par interpolation à l'aide de cette courbe (Beckman Coulter, 2010).

Tab XXXVI.

Etapas du dosage radio - immunologique de la thyroxine libre.

Etape 1 Répartition*	Etape 2 Incubation	Etape 3 Comptage
Dans les tubes revêtues distribuer successivement : <ul style="list-style-type: none"> - 25µL de calibrateur ou d'échantillon, et - 400 µL de traceur - 100 µL de ligand Agiter	Incuber 60 minutes à 18-25°C avec agitation (>350rpm)	Aspirer soigneusement le contenu de chaque tube (sauf les deux tubes « cpm totaux »). Compter les cpm liés (B) et cpm totaux (T) pendant 1minute.

*Ajouter 400 µL de traceur dans deux tubes supplémentaires pour obtenir les cpm totaux(Beckman Coulter, 2010).

2.2.3 Analyse statistique

Les résultats ont été évalués statistiquement grâce au logiciel Statview 1992-1998 SAS Institute.Inc. Les données ont été analysées avec le test ANOVA pour l'effet de l'âge sur le poids, et sur les concentrations plasmatiques des différents paramètres recherchés. Le test *t*-de Student a été utilisé pour déterminer les différences entre les deux souches. Le test *z* de Fisher a étudié les corrélations entre poids et tous les paramètres biochimiques dosés, ainsi que la relation entre thyroxine libre et cholestérol, triglycérides, protéines totales et glucose chez les deux groupes d'animaux. Les comparaisons ont été considérées comme significatives lorsque les valeurs de *p* étaient inférieures à 0.05.

3. RESULTATS ET INTERPRETATION

3.1 RESULTATS

3.1.1 Poids des animaux

Les poids vifs présentés dans le tableau XXXVII ci- dessous indiquent que les poulets de chair de la souche Arbor Acres ont un poids plus important que les poulets de chair de la souche Isa 15 à J7 et de J28 jusqu'à l'abattage. La différence de poids entre les deux souches a dépassé 480 g à la fin de la période d'engraissement, mais cette différence n'était pas statistiquement significative ($p > 0.05$).

Tab XXXVII.

Poids vifs (moyenne \pm écart-type) chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres (g).

	J7	J14	J35	J avant abattage
Isa 15	157.35 ^a \pm 9.95	412.20 ^b \pm 11.27	1703.15 ^d \pm 25.21	2715.25 ^f \pm 33.99
Arbor Acres	167.00 ^a \pm 6.31	402.15 ^b \pm 25.74	1981.70 ^d \pm 28.66	3195.60 ^f \pm 42.52

3.1.2 Analyses biochimiques

Les valeurs plasmatiques des paramètres biochimiques recherchés sont représentées dans le tableau XXXVIII pour les paramètres biochimiques du métabolisme protéique, glucidique et lipidique, tableau XXXIX pour les paramètres biochimiques du métabolisme minéral, tableau XL pour l'activité de l'ASAT et tableau XLI pour l'activité de la thyroxine libre.

La plupart des paramètres estimés sont dépendants de l'âge des oiseaux. Les concentrations plasmatiques de cholestérol ont démontré une diminution significative ($p < 0,05$) jusqu'au 35^{ème} jour de la période expérimentale chez les deux groupes d'animaux. Les concentrations plasmatiques de triglycérides ont révélé un déclin significatif ($p < 0,05$) jusqu'au 35^{ème} jour chez la souche Isa 15, et jusqu'à l'abattage chez la souche Arbor Acres. Les concentrations du glucose plasmatique ont diminué de façon significative ($p < 0,05$) jusqu'au 35^{ème} jour d'âge chez la souche Arbor Acres, puis ont augmenté significativement ($p < 0,05$) entre 35 jours et l'abattage chez les deux groupes de poulet. Une augmentation significative ($p < 0,05$) des concentrations plasmatiques des protéines totales est observée durant toute la période expérimentale chez la souche Isa 15, et entre J7 et J14, ainsi qu'entre J 35 et J avant abattage

chez la souche Arbor Acres. Une diminution significative ($p < 0,05$) constante dans les taux plasmatique d'acide urique jusqu'à l'abattage est retrouvée chez les animaux de la souche Isa 15, et jusqu'à J35 chez les animaux de la souche Arbor Acres. La créatinémie a démontré un accroissement significatif ($p < 0,05$) entre J35 et J avant abattage chez les deux souches d'animaux. La calcémie a manifesté une augmentation significative ($p < 0,05$) jusqu'au 35^{ème} jour chez la souche Isa 15, et jusqu'au 14^{ème} jour chez la souche Arbor Acres, un accroissement significatif ($p < 0,05$) du calcium entre J35 et J avant abattage est rapportée chez cette dernière. Le magnésium plasmatique a démontré une diminution significative ($p < 0,05$) pendant toute la durée de l'expérimentation chez les deux groupes d'animaux. Le potassium plasmatique a révélé une diminution significative ($p < 0,05$) durant la période expérimentale chez la souche Isa 15, ce déclin est significatif entre J35 et J avant abattage chez la souche Arbor Acres. Le sodium sérique n'a pas démontré de changement significatif chez la souche Isa 15, mais une augmentation significative ($p < 0,05$) entre J7 et J35 est rapportée chez la souche Arbor Acres. Le chlore sanguin a diminué ($p < 0,05$) entre J35 et J59 chez la souche Isa 15, et a plutôt augmenté ($p < 0,05$) entre J7 et J35 chez la souche Arbor Acres. Le phosphore plasmatique a révélé un amoindrissement significatif entre J14 et J avant abattage chez les deux groupes d'animaux. Les concentrations plasmatiques du fer ont diminué ($p < 0,05$) jusqu'au 35^{ème} jour d'âge chez les deux souches. Les concentrations plasmatiques de l'urée, de la bilirubine totale, de l'albumine, et de l'ALAT sont restées très faibles chez la souche Isa 15 ainsi que chez la souche Arbor Acres. Les niveaux sériques de l'ASAT ont démontré un déclin significatif ($p < 0,05$) jusqu'à J35, puis ont augmenté significativement ($p < 0,05$) en fin de période d'engraissement chez les deux souches. Une différence significative ($p < 0,05$) a été déterminée entre les deux souches pour les concentrations plasmatiques de glucose, acide urique, créatinine, calcium, magnésium, phosphore, chlore, et l'activité de l'ASAT.

Dans cette étude, nous avons observé une diminution significative ($p < 0,05$) des niveaux de thyroxine libre entre 28 et 35 jours d'âge chez la souche Isa 15, et une augmentation significative ($p < 0,05$) de la thyroxine libre est rapportée entre 35 et 42 jours d'âge chez la souche Arbor Acres.

Chez la souche Isa 15, nous avons déterminé une corrélation significative négative entre poids et acide urique ($r = -0.57$, $p < 0.0001$), entre poids et glucose ($r = -0.26$, $p = 0.01$), entre poids et cholestérol ($r = -0.72$, $p < 0.0001$), entre poids et phosphore ($r = -0.41$, $p < 0.0001$), entre poids et magnésium ($r = -0.68$, $p < 0.0001$), entre poids et fer ($r = -0.47$, $p < 0.0001$), entre poids et potassium ($r = -0.73$, $p < 0.0001$), et entre poids et chlore ($r = -0.39$, $p = 0.0003$).

Une corrélation significative positive est révélée chez la souche Isa 15 entre poids et protéines totales ($r=0.73$, $p<0.0001$), et entre poids et calcium ($r=0.34$, $p=0.001$).

Chez la souche Arbor Acres, une corrélation significative négative est démontrée entre poids et acide urique ($r=-0.51$, $p<0.0001$), entre poids et cholestérol ($r=-0.57$, $p<0.0001$), entre poids et triglycérides ($r=-0.66$, $p<0.0001$), entre poids et phosphore ($r=-0.71$, $p<0.0001$), entre poids et magnésium ($r=-0.87$, $p<0.0001$), entre poids et fer ($r=-0.38$, $p=0.0004$), entre poids et potassium ($r=-0.32$, $p=0.002$), et entre poids et urée ($r=-0.48$, $p<0.0001$).

Une corrélation significative positive est constatée chez la souche Arbor Acres entre poids et protéines totales ($r=0.27$, $p=0.001$), entre poids et créatinine ($r=0.31$, $p=0.004$), entre poids et ASAT ($r=0.37$, $p=0.0006$), et entre poids et thyroxine libre ($r=0.50$, $p=0.003$).

Une corrélation significative positive a été démontrée entre thyroxine libre plasmatique et protéines totales chez la souche Arbor Acres ($r=0.42$, $p=0.01$).

Tab XXXVIII.

Concentrations plasmatiques (moyenne±écart-type) des différents paramètres biochimiques sanguins chez la souche Isa 15 et al souche Arbor Acres.

Paramètre biochimique										
Souche	Age	n	Glucose (g/L)	Cholestérol (g/L)	Triglycérides (g/L)	Protéines totales (g/L)	Albumine (g/L)	Acide urique (mg/L)	Urée (g/L)	Créatinine (mg/L)
Isa 15	7	20	2.36 ^a ±0.12	1.58 ^a ±0.19	0.99 ^a ±0.53	26.20 ^a ±2.94	4.40 ^a ±0.50	58.55 ^a ±15.59	0.04 ^a ±0.01	2.55 ^a ±0.51
	14	20	2.50 ^b ±0.03	1.25 ^a ±0.07	0.71 ^a ±0.10	25.60 ^b ±1.09	4.65 ^a ±0.48	49.23 ^b ±18.78	0.04 ^a ±0.01	2.55 ^a ±0.51
	35	20	2.23 ^c ±0.11	0.88 ^a ±0.11	0.66 ^a ±0.27	30.56 ^b ±3.57	4.76 ^b ±0.51	40.37 ^c ±9.06	0.04 ^a ±0.01	2.47 ^a ±0.17
	59	20	2.37 ^a ±0.13	0.98 ^a ±0.17	0.75 ^a ±0.17	33.19 ^c ±3.16	4.80 ^b ±0.44	31.52 ^d ±9.11	0.04 ^a ±0.01	2.96 ^b ±1.21
Arbor	7	20	2.46 ^a ±0.05	1.40 ^a ±0.19	0.98 ^a ±0.19	23.20 ^a ±1.73	4.10 ^a ±0.30	91.10 ^a ±23.44	0.04 ^a ±0.01	2.35 ^a ±0.48
Acres	14	20	1.73 ^b ±0.20	1.50 ^a ±0.09	0.82 ^a ±0.13	30.97 ^b ±1.39	5.14 ^b ±0.23	70.48 ^b ±21.72	0.09 ^a ±0.01	2.28 ^a ±0.32
	35	20	1.69 ^c ±0.86	0.82 ^b ±0.40	0.56 ^a ±0.21	25.86 ^c ±10.45	4.55 ^c ±0.83	44.32 ^c ±20.72	0.04 ^a ±0.01	2.38 ^a ±0.45
	57	20	2.13 ^d ±0.06	1.05 ^b ±0.18	0.54 ^a ±0.15	32.10 ^c ±3.95	4.45 ^c ±0.51	52.40 ^c ±23.43	0.04 ^a ±0.01	2.70 ^a ±0.47

^{a,b,c,d} les moyennes dans les colonnes avec des lettres différentes signifient qu'elles diffèrent significativement P<0.05.

□

Tab XXXIX.

Concentrations plasmatiques (moyenne±écart-type) des différents paramètres biochimiques du métabolisme minéral chez la souche Isa 15 et al souche Arbor Acres.

Paramètre									
Souche	Age	n	Calcium (mg/L)	Phosphore (mg/L)	Magnésium (mg/L)	Fer ($\mu\text{g/dL}$)	Sodium (mEq/L)	Potassium (mEq/L)	Chlore (mEq/L)
Isa 15	7	20	101.80 ^a ±3.95	58.70 ^a ±8.85	29.20 ^a ±4.02	125.05 ^a ±11.63	148.40 ^a ±2.66	6.12 ^a ±1.13	115.70 ^a ±2.97
	14	20	101.10 ^{a,b,c} ±2.84	67.05 ^a ±4.78	22.20 ^a ±0.89	100.90 ^a ±8.98	148.15 ^a ±2.20	5.90 ^a ±0.85	114.90 ^a ±2.93
	35	20	106.52 ^{a,b} ±6.36	62.43 ^a ±3.78	20.15 ^{a,c} ±2.66	77.10 ^a ±15.77	148.00 ^a ±1.62	4.84 ^a ±0.42	113.99 ^a ±3.08
	59	20	104.44 ^a ±2.01	52.99 ^a ±6.25	19.01 ^a ±1.28	97.75 ^a ±15.49	144.60 ^a ±12.18	4.00 ^a ±0.64	109.35 ^b ±9.61
Arbor	7	20	99.15 ^a ±3.15	75.85 ^a ±6.21	31.30 ^a ±1.78	134.55 ^a ±10.03	141.90 ^a ±12.29	4.92 ^a ±0.91	104.80 ^a ±10.48
Acres	14	20	105.45 ^a ±3.33	91.66 ^a ±8.58	29.65 ^a ±1.98	92.25 ^a ±10.87	145.60 ^a ±1.50	4.92 ^a ±0.91	109.84 ^{a,b,c} ±0.93
	35	20	83.17 ^a ±17.80	62.73 ^a ±4.36	20.89 ^a ±1.88	82.80 ^a ±21.38	148.80 ^a ±3.17	5.16 ^a ±0.51	112.25 ^a ±1.75
	57	20	108.40 ^{a,b} ±2.78	60.40 ^a ±8.95	20.15 ^a ±2.97	101.00 ^a ±14.67	145.25 ^{a,b} ±12.66	4.03 ^a ±0.72	109.35 ^b ±9.61

^{a,b,c,d} les moyennes dans les colonnes avec des lettres différentes signifient qu'elles diffèrent significativement P<0.05.

Tab XL.

Concentrations plasmatiques (moyenne±écart-type) de l'activité de l'ASAT chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.

	ASAT(UI/L)
Isa 15	
7	240.35 ^a ±22.76
14	236.15 ^{a,b} ±6.46
35	224.60 ^b ±22.87
59	251.70 ^{a,c} ±26.06
Arbor Acres	
7	197.55 ^a ±23.61
14	238.05 ^{b,d} ±16.41
35	220.95 ^c ±25.04
57	243.50 ^d ±24.33

Tab XLI.

Concentrations plasmatiques (moyenne±écart-type) de la thyroxine libre chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.

	T4 libre (pMol/L)
Isa 15	
28	20.76 ^a ±3.19
35	16.40 ^b ±2.83
42	18.80 ^{a,b} ±2.17
Arbor Acres	
28	17.91 ^a ±2.37
35	17.02 ^{a,c} ±3.17
42	21.09 ^b ±1.44

3.2 INTERPRETATION

Les données obtenues sont conformes aux normes technologiques pour les poulets de chair de la souche Isa 15 et Arbor Acres. En effet, la souche Arbor Acres est une souche lourde choisie sur la base de son poids, et de sa croissance rapide (Uni et al., 1996 ; Sterling et al., 2006). La souche Isa 15 est également une souche à croissance rapide mais plus légère qu'Arbor Acres. Pavlovski et al. (2009) ont affirmé que la souche Arbor Acres à 42 jours d'âge, réalise de

meilleures performances de croissance, une meilleure conversion alimentaire, et une plus faible mortalité. Abdullah et al. (2010), ont rapporté que les variations génétiques entre les souches de poulet de chair aboutissent irrémédiablement à des variations de gains de poids, et des potentiels de croissance différents.

3.2.1 Métabolisme des protéines

Les protéines plasmatiques totales sont un paramètre courant utilisé pour juger de l'état de santé des animaux. Il est bien connu que les protéines du plasma sanguin jouent un rôle clé dans le maintien de la pression osmotique colloïdale, ainsi que dans le transport des minéraux et des hormones (Piotrowska et al., 2011). La méthode de Biuret est la méthode de choix pour déterminer les concentrations plasmatiques des protéines totales aviaires, qui sont chez les oiseaux inférieures à celles des mammifères, allant généralement de 25-45g/L (Thrall et al., 2012). Dans notre expérimentation, les teneurs plasmatiques en protéines totales ont démontré une tendance croissante significative ($p < 0.05$) entre le début et la fin de l'expérimentation chez les deux groupes d'animaux, les poulets de chair de la souche Isa 15 arborant une augmentation significative constante ($p < 0.05$) de J14 jusqu'à la fin de la période d'engraissement.

Parmi de nombreux facteurs qui peuvent avoir une influence sur le niveau des protéines plasmatiques chez le poulet de chair, l'âge des oiseaux semble être l'un des plus importants, des valeurs plus élevées sont généralement retrouvées chez les oiseaux adultes par rapport aux jeunes (Rodgers et Gass, 1983 ; Schmidt et al., 2007 ; Silva et al., 2007 ; Szabo et al., 2005 ; Rajman et al., 2006 ; Filipovic et al., 2007).

L'augmentation précoce du niveau des protéines plasmatiques s'explique par un intense développement somatique durant la phase de démarrage chez les oiseaux, cet accroissement est également observé chez d'autres oiseaux domestiques comme la dinde (Szabo et al., 2005) et l'émeu (Costa et al., 1993), ainsi que chez des oiseaux sauvages comme la cigogne (Montesinos et al., 1997) et l'étourneau (Jurani et al., 2004).

En terme de quantité, **l'albumine** est la protéine la plus importante du sérum/plasma, et de ce fait, elle est la source première en acides aminés pour la synthèse des protéines tissulaires en particulier pendant la période de croissance rapide chez le poulet de chair (Yaman et al., 2000). Elle exerce de multiples effets importants, elle n'est pas stockée mais est directement libérée dans la circulation. Le maintien de la pression oncotique du plasma est essentiellement dû à la plus grande concentration en protéines dans le sang et particulièrement à la concentration en albumine par rapport aux globulines (Vincent, 2006).

Szabo et al. (2005), et Bounous et al. (2000) ont constaté une augmentation rapide des concentrations plasmatiques d'albumine pendant la phase de démarrage, période au cours de laquelle la croissance est à son maximum, ils indiquent également que l'élévation des niveaux plasmatiques de l'hormone de croissance à cette période est un facteur connu pour accroître les concentrations plasmatiques d'albumine. Dans notre expérimentation, les niveaux plasmatiques d'albumine ont démontré une tendance à la hausse significative ($p < 0.05$) chez les deux souches de poulet de chair, mais sont restées néanmoins très faibles. La plus haute teneur de cette fraction a été de 5.14 g/L, elle a été détectée à J14 chez la souche Arbor Acres. Les concentrations plasmatiques d'albumine varient généralement de 8-20 g/L chez les oiseaux (Thrall et al., 2012). Les valeurs obtenues peuvent donc ne pas être exactes. En effet, la plupart des analyseurs dosent l'albumine par spectrophotométrie utilisant le vert de Bromocrésol, ou le pourpre de Bromocrésol, dans notre cas c'était le pourpre de Bromocrésol qui est une méthode de dosage validée chez les humains et qui peut ne pas convenir aux prélèvements de sang aviaire. Ainsi cette méthode n'a pas été validée pour des échantillons de sang aviaires en raison des faibles concentrations de l'albumine plasmatique retrouvées chez ces animaux. L'électrophorèse des protéines sériques fournit une mesure plus précise de la concentration d'albumine, ainsi que de celle des globulines sériques chez la volaille (Cray et al., 2011 ; Thrall et al., 2012).

Les concentrations plasmatiques de l'**urée** sont restées très basses chez les deux groupes d'animaux. En effet, les poulets de chair ne produisent pas d'urée en grandes quantités en raison de la faible activité de l'arginase dans le foie : enzyme responsable de la production d'urée (Donsbough, 2006).

La plupart des oiseaux, à l'exception des autruches et des nandous, n'ont pas de vessie urinaire. Les oiseaux excrètent de l'acide urique non toxique, au lieu de l'urée des mammifères.

L'urée doit être éliminée avec une grande quantité d'eau; mais l'acide urique, également un déchet du métabolisme azoté, est principalement insoluble et a besoin de peu d'eau pour être excrété. C'est probablement une adaptation pour économiser l'eau sous des climats secs. Un autre raison pour laquelle les oiseaux excrètent de l'acide urique au lieu de l'urée est liée à la configuration de l'œuf: l'embryon est en effet "scellé" dans l'œuf, et il ne peut relâcher que des déchets gazeux avant l'éclosion.

Tous les autres déchets métaboliques, y compris les déchets azotés, restent dans l'œuf jusqu'à l'éclosion. Il y aurait ainsi peu de place dans l'œuf pour stocker la grande quantité d'eau

nécessaire à l'élimination de l'urée, tandis que les acides uriques insolubles peuvent être stockés sans danger (Carpenter, 2013).

Chez la volaille, **l'acide urique** est donc le principal produit final du métabolisme de l'azote (Donsbough et al., 2010). Considérant que l'acide urique est le produit principal de l'excrétion azotée chez l'espèce aviaire, sa biosynthèse serait donc analogue physiologiquement à la formation de l'urée chez les espèces uréotéliques, et dans ce contexte la xanthine déshydrogénase chez les oiseaux assume un rôle similaire à celui de l'arginase chez les mammifères (Featherston et Scholz, 1968).

En plus d'être le terme du catabolisme des bases puriques constituants des nucléoprotéines, l'acide urique joue un rôle essentiel dans la régulation du stress oxydant (Rajman et al., 2006). Considérant le métabolisme particulier des oiseaux par rapport aux mammifères de taille et de poids comparables (activité métabolique 2 à 2,5 fois plus grande, température corporelle de 3°C plus importante, et concentration plasmatique de glucose 2 à 6 fois plus élevée), ceux-ci devraient risquer proportionnellement plus de dommages dûs aux différents processus qui sont mis en jeu telles l'oxydation, la glycation et la glycoxydation des protéines et des acides nucléiques, réactions qui sont largement impliquées dans beaucoup de processus pathologiques. Plusieurs études se sont penchées sur la question, les plus récentes ont démontré que les urates sont de puissants facteurs de résistance des lipides sériques à l'oxydation, et que l'acide urique joue ce même rôle dans les tissus humains et animaux. Il est considéré comme un anti- oxydant très important, il a été prouvé qu'il inactive le peroxy-nitrite ; produit toxique issu de la réaction de radicaux libres avec l'oxyde nitrique, et par voie de conséquence aide à la capture des radicaux libres (Hartman et al., 2006).

Un canari de 20 g qui vit 20 ans a une charge oxydative qui représente 1/20 de la charge oxydative d'une souris de 20 g aussi mais qui vit 3 ans (Simoyi et al., 2001).

Les oiseaux ont du développer des mécanismes qui leur ont permis de se préserver des lésions oxydatives, ils ont en effet des concentrations plasmatiques d'anti-oxydants circulants (tocophérols, caroténoïdes, acide urique) plus importantes que les mammifères, et ils ont la capacité unique d'encapsuler l'acide urique avec les protéines et de prévenir ainsi sa cristallisation (Stinefelt, 2003).

Piotrowska et al. (2011) ont indiqué que des travaux antérieurs sur la volaille ont révélé que les concentrations plasmatiques de l'acide urique sont dépendantes de l'âge : généralement, les niveaux les plus élevés sont détectés à un jeune âge pendant la phase de démarrage. Alvarez. (2005) impute ces niveaux élevés d'acide urique chez les jeunes à un possible

dysfonctionnement rénal à ce stade, et que l'acide urique pourrait être utile pour juger de l'intégrité de la fonction rénale.

Dans notre étude, l'effet de l'âge a été significatif ($p < 0.05$), une baisse de l'acide urique plasmatique avec l'âge est observée chez les 2 souches d'animaux.

Szabo et al. (2005) ont démontré une relation directe entre le niveau des protéines apportées dans l'alimentation et les concentrations plasmatiques d'acide urique ; la forte teneur en protéines typique de l'aliment démarrage se traduit par une plus grande concentration d'acide urique dans le plasma.

Dans notre travail, la transition alimentaire de l'aliment démarrage contenant 22.11% de protéines à l'aliment croissance contenant 20.32% de protéines s'est traduite par une diminution des valeurs plasmatiques de l'acide urique chez les 2 souches d'animaux.

Dans la présente étude, une différence très significative ($p < 0,0001$) dans les concentrations plasmatiques d'acide urique est retrouvée entre les deux groupes d'animaux étudiés.

Hartman et al. (2006), ont noté des différences significatives dans les concentrations plasmatiques d'acide urique chez cinq variétés de dindes domestiques (*Meleagris gallopavo*) et la recherche a suggéré que les valeurs basales d'acide urique plasmatique chez cette espèce sont influencées par le sexe, le poids, l'origine génétique, et qu'elles peuvent être indépendantes de l'âge.

Austic et Cole. (1972) décrivent des niveaux très différents d'acide urique plasmatique chez 2 souches de poulets de chair et indiquent chez les sujets hyperuricémiques une forte prédisposition à la goutte articulaire.

Bowes et al. (1989) indiquent que les concentrations plasmatiques d'acide urique peuvent montrer une très grande variabilité entre les espèces aviaires.

Enfin, il existe une composante génétique certaine du catabolisme protidique contrôlant par voie de conséquence l'élaboration de l'acide urique, il en est ainsi du gène de nanisme (*dw*) qui semble augmenter le catabolisme des acides aminés, les poulettes naines ont en moyenne des concentrations plasmatiques d'acide urique presque doubles de celles des normales (Banerjee et al., 1981).

Un autre indicateur important du métabolisme des protéines est **la créatinine**, produit de dégradation de la créatine musculaire (Wiss et Kaddurah-Daouk, 2000). Sa concentration est directement proportionnelle à la masse musculaire, liée à l'âge et à l'activité physique (Rajman et al., 2006 ; Szabo et al., 2005). Dans la présente étude, les concentrations plasmatiques de créatinine ont diminué pendant les premières semaines de vie, puis ont augmenté de façon significative ($p < 0.05$) entre le 35^{ème} jour et la fin de la période

d'engraissement chez les deux groupes d'animaux. Semblables à nos résultats, Piotrowska et al. (2011), ont confirmé que les concentrations plasmatiques de créatinine diminuent légèrement à partir de la deuxième ou troisième semaine d'âge, puis ont tendance à augmenter.

Dans notre étude, la plus haute valeur de créatinine plasmatique a été enregistrée à la fin de la période d'engraissement chez les deux souches étudiées en raison d'une croissance musculaire intensive à ce stade.

Une différence significative ($p < 0.05$) a été décelée pour ce paramètre entre la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres, et est le signe d'une croissance musculaire plus importante chez cette dernière.

3.2.2 Métabolisme des glucides

Les oiseaux possèdent une activité métabolique élevée, et des concentrations plasmatiques en glucose de 150-300% plus élevées que des mammifères de taille et de poids comparables (Koochakasaraie et al., 2010). Le **glucose** est utilisé par les oiseaux pour une variété de fonctions, avec comme utilisation principale la production d'énergie par oxydation cellulaire, la synthèse de glycogène dans le foie et les muscles glycolytiques, la synthèse d'acides gras, ainsi que la synthèse d'acides aminés non essentiels, la synthèse de vitamine C et d'autres métabolites (Braun et Sweazea, 2008). Le niveau du glucose plasmatique dépend de l'équilibre entre la consommation de glucides, la synthèse endogène de glucides, et la libération par le foie d'une part, et d'autre part du stockage, de l'utilisation et de son élimination (Nwaoguikpe, 2010).

Les variations de la glycémie ont démontré une diminution significative ($p < 0,05$) entre le 7^{ème} et le 35^{ème} jour d'âge chez les deux souches de poulet, puis ont augmenté de façon significative entre le 35^{ème} jour et la fin de la période d'engraissement ($p < 0,05$). Nos résultats sont en accord avec des études antérieures qui ont également révélé un déclin progressif dépendant de l'âge des concentrations plasmatiques de glucose (Hernandez et Margalida, 2010). Bowes et al. (1989) ont rapporté qu'au-delà des huit premières semaines d'âge chez le poulet de chair, il y a une augmentation de la glycémie.

Une différence significative ($p < 0,05$) dans les concentrations plasmatiques du glucose est notée entre la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres. Cette différence reflète une plus grande efficacité de l'utilisation de l'énergie par la souche Arbor Acres, et peut être la conséquence d'une exigence d'énergie plus élevée chez cette souche lourde pour la synthèse de ses protéines musculaires.

3.2.3 Métabolisme des lipides

Les lipides sont fortement associés au métabolisme énergétique (Piotrowska et al., 2011), et reflètent des différences marquées entre le métabolisme chez le poussin juste après l'éclosion, et le métabolisme pendant la croissance (Szabo et al., 2005).

Les concentrations plasmatiques en **triglycérides** ont culminé lors du premier échantillonnage à J7 chez les deux souches de poulet de chair, traduisant un métabolisme lipidique intensif et précoce chez le poulet de chair (Noble et Cocchi, 1990). Elles ont ensuite en général diminué chez les deux groupes d'animaux. Une diminution significative ($P < 0,05$) avec l'âge des taux de **cholestérol** plasmatique a également été retrouvée chez les deux souches jusqu'au 35^{ème} jour. Semblable à nos résultats, Peebles et al. (1997) ont observé une baisse des taux de cholestérol et de triglycérides avec l'âge. Krasnodebska-Depta et Koncicki. (2000) ont décelé une diminution du taux de triglycérides avec l'âge mais n'ont démontré aucune variation du taux de cholestérol avec l'âge. Szabo et al. (2005) ont décrit des altérations marquées des métabolites lipidiques sanguins dans une expérience menée sur des dindons en croissance, et ont observé une diminution soudaine de la teneur en triglycérides plasmatiques après le troisième jour de vie à la suite d'une baisse de l'activité spécifique d'une protéine de liaison qui est la FABP (Fatty Acid Binding Protein). Krasnodebska-Depta et Koncicki. (2000) affirment que cholestérol et triglycérides sont génétiquement dépendants, et que c'est peut être une des raisons de leur grande variabilité.

3.2.4 Les paramètres hépatiques

Les **transaminases** y compris **ALAT** (alanine aminotransférase) et **ASAT** (aspartate aminotransférase) sont un groupe d'enzymes qui catalysent l'interconversion d'un acide aminé avec un acide α cétonique par le transfert de groupements amines. Une grande variété de tissus, et particulièrement le foie et le muscle chez la volaille contiennent de grandes quantités d'ASAT. L'activité de cette enzyme est considérée aujourd'hui comme très sensible mais non spécifique des lésions hépatiques chez la volaille. L'âge semble être le facteur le plus important pouvant avoir une influence sur les concentrations sériques d'ASAT. Dans notre expérimentation, une influence marquée de l'âge a pu être démontrée. Une augmentation significative ($P < 0,05$) dans les taux de cette enzyme est retrouvée chez les 02 groupes d'animaux en fin de période d'engraissement. Hochleithner. (2013) a également indiqué une élévation dans les taux d'ASAT avec l'âge chez la volaille. Harr. (2006) rapporte des teneurs plasmatiques en ASAT diminuées chez les animaux jeunes, cela est probablement

dû à une moindre production de cette enzyme par le foie, combinée à sa forte utilisation dans les tissus pendant le jeune âge.

L'ALAT n'est pas toujours spécifique du foie chez la volaille, car de très petites quantités de cette enzyme sont sécrétées (Harr, 2006). Dans notre étude les valeurs de cette enzyme n'ont pas dépassé 6 UI/L chez les 2 groupes d'animaux.

La **bilirubine** est le produit de dégradation des globules rouges, il en existe 2 types : la bilirubine conjuguée à l'albumine, et la bilirubine non conjuguée. Les différentes espèces de volailles disposent de l'hème oxygénase (HO) qui est une enzyme qui catalyse la dégradation de l'hème en sous produits dont la biliverdine. Cependant ces espèces ont une production hépatique de biliverdine réductase très diminuée ce qui réduit la conversion de biliverdine en bilirubine. Ceci explique les concentrations très basses retrouvées chez les deux souches de poulet de chair étudiées (1.80 mg/L). Bien que sensiblement diminuée, cette enzyme existe chez certaines espèces de volailles comme le canard (Lind et al., 1967 ; Lin et al., 1974).

3.2.5 Métabolisme des minéraux

Les minéraux sont essentiels pour la croissance du poulet de chair, et sont impliqués dans de nombreux processus physiologiques et de biosynthèses de l'organisme (Piotrowska et al., 2011). Ils fonctionnent principalement comme catalyseurs dans les systèmes enzymatiques, et sont des constituants de centaines de protéines impliquées dans le métabolisme intermédiaire, voies de sécrétion d'hormones, et les systèmes de défense immunitaires (Abdallah et al., 2009; Yang et al., 2011). Le **calcium** est nécessaire pour l'ossification des os, la régulation de l'activité des muscles squelettiques et cardiaques, l'activation de plusieurs enzymes, la transmission de l'influx nerveux, la médiation hormonale, la perméabilité des membranes, la coagulation sanguine et le maintien de la pression osmotique (De Matos, 2008). Le **phosphore** est également un constituant important des os, mais aussi des acides nucléiques et des phospholipides (Ansar et al., 2004). Le **magnésium** est important, tout comme le calcium, au niveau de la transmission de l'influx nerveux et de la contraction musculaire. Sans lui, le phosphore ne pourrait pas être bien utilisé par l'organisme lorsqu'il intervient dans les réactions qui produisent de l'énergie, car il est activateur de nombreuses ATPases. Il est aussi actif au niveau cellulaire et il a un rôle à jouer dans la synthèse protéique. Le **fer** est un constituant de plusieurs enzymes et métalloprotéines. Il est lié dans le sang à l'hémoglobine et participe au transfert d'oxygène à partir des poumons. Dans les muscles, il est un constituant important de la myoglobine : un pigment rouge des muscles qui recueille l'oxygène à partir des hématies pour le travail musculaire (Wojcik et al., 2009). Les apports de **sodium**,

potassium et **chlore** sont indispensables au maintien de l'équilibre physiologique des liquides cellulaires. Ces minéraux jouent aussi un rôle dans la transmission des impulsions nerveuses, dans les contractions musculaires et dans le transport des nutriments dans et hors des cellules. Les ions de chlore forment en outre une partie des sucs gastriques nécessaires à la digestion des aliments (Harr, 2006).

Les résultats de la présente étude ont démontré une augmentation significative ($p < 0.05$) de la calcémie, et une diminution significative ($p < 0,05$) de la phosphorémie entre le début et la fin de l'expérimentation chez les deux souches de poulet de chair. Les résultats des recherches précédentes sur les variations de la calcémie et de la phosphorémie avec l'âge des oiseaux sont diversifiés. Certains auteurs ont démontré une tendance croissante nette des concentrations plasmatiques de calcium et de phosphore pendant les premières semaines d'âge, alors que d'autres ont observé seulement des fluctuations (Ansar et al, 2004; Bowes et al., 1989; Szabo et al., 2005; Silva et al., 2007; Talebi, 2006). Szabo et al. (2005) ont indiqué que les concentrations basses de la calcémie typiques de la période post-éclosion peuvent résulter de l'épuisement précoce et progressif de la source de calcium qui était jusque là la coquille de l'œuf, et qui est plus ou moins compensée par la suite par l'alimentation.

Dans la présente étude, on a démontré une diminution significative ($p < 0.05$) du magnésium et du potassium pendant toute la période expérimentale. Nos résultats sont en accord avec des travaux antérieurs qui ont également révélé une diminution progressive de la teneur du sang en magnésium avec l'âge des oiseaux en relation avec la baisse de son niveau d'incorporation dans l'aliment (Bowes et al., 1989). Harr. (2006) rapporte également des kaliémies élevées chez les animaux jeunes en rapport avec des concentrations élevées de l'hormone de croissance à ce stade, ainsi qu'à une forte mobilisation particulièrement du potassium et du phosphore pour la croissance musculaire et osseuse.

Hochleithner. (2013) affirme que des kaliémies élevées peuvent être dûes à l'hémolyse des échantillons, et que l'augmentation des niveaux de potassium dans la ration se traduit par une élévation des niveaux plasmatiques.

Des différences significatives ($p < 0.05$) entre les deux souches de poulet de chair ont été observées pour les concentrations plasmatiques de calcium, phosphore et magnésium.

La natrémie n'a pas démontré de fluctuation significative chez la souche Isa 15, mais une augmentation significative ($p < 0,05$) de celle-ci est notée entre J7 et J35 chez la souche Arbor Acres. La chlorémie a manifesté une diminution significative ($p < 0,05$) entre J35 et J57 chez la souche Isa 15, et a plutôt augmenté significativement ($p < 0,05$) entre J7 et J35 chez la souche Arbor Acres. Une différence significative ($p < 0,05$) est observée pour la chlorémie

entre la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres. Hochleithner. (2013) ne mentionne pas de variations liées à l'âge de la chlorémie. Harr. (2006) rapporte une augmentation liée à l'âge de la natrémie et de la chlorémie, les valeurs les plus faibles étant observées au jeune âge. Nous n'avons pas observé de différence significative pour la natrémie et pour la kaliémie entre les deux groupes d'animaux.

La sidérémie a démontré une nette tendance à la baisse significative ($p < 0.05$) jusqu'au 35^{ème} jour des oiseaux. D'autres travaux de recherche ont révélé que les valeurs du fer sanguin varient avec l'âge. En effet, les niveaux de l'érythropoïèse diminuent avec l'âge des oiseaux expliquant des besoins en fer plus faibles chez les oiseaux adultes par rapport aux jeunes (Piotrowska et al., 2011). Mohanna et Nys. (1998) ont rapporté que l'utilisation du fer chez le poulet de chair diminue rapidement avant le 21^{ème}, et que par la suite, jusqu'à la fin de la période d'engraissement, de simples fluctuations sont observées.

3.2.6 Evaluation de la fonction thyroïdienne : dosage de la thyroxine libre

Les hormones thyroïdiennes sont les facteurs humoraux les plus importants impliqués dans la modulation du taux métabolique basal dans les tissus cibles tels que le foie, le cœur, le rein et le cerveau (Eshkhatkhah et al., 2010). La **thyroxine** est l'hormone prédominante des hormones thyroïdiennes circulantes chez les oiseaux domestiques (Biswas et al., 2010). La plupart d'entre elles sont liées à des protéines dans le sang qu'on appelle protéines porteuses (albumine, TTR, TBG), et une partie d'entre elles est libre (Thrall et al., 2012). Seules les hormones libres sont capables de produire une activité biologique, et sont disponibles pour les tissus (Bobiniène et al., 2010).

Ces hormones influencent toutes les voies métaboliques principales. Leur action évidente la plus connue est une augmentation de la dépense énergétique basale en agissant sur le métabolisme des protéines, glucides et lipides. Concernant spécifiquement le métabolisme lipidique, les hormones thyroïdiennes affectent la synthèse, la mobilisation, et la dégradation des lipides, cette dernière étant plus affectée que la synthèse (Pucci et al., 2000). Elles favorisent la lipolyse dans le tissu adipeux entraînant une diminution de la teneur en cholestérol, et peuvent également avoir un effet indirect sur la lipogenèse (Eshkhatkhah et al., 2010). Les hormones thyroïdiennes stimulent également la synthèse des protéines (Todini, 2007), et améliorent le taux d'oxydation du glucose, et son absorption intestinale. Elles augmentent la glycogénolyse et la néoglucogénèse dans le foie (Eshkhatkhah et al., 2010).

Des études antérieures ont examiné l'impact de différents facteurs sur les niveaux plasmatiques de T3 et T4 chez les oiseaux, notamment l'effet de l'espèce (Gonzales et al.,

1999), l'effet de l'âge (Bobeck et al., 1977), l'effet du niveau énergétique de l'aliment (Lauterio et Scanes, 1987 ; Swennen et al., 2005), l'effet du régime alimentaire (De Beer et al., 2008), l'effet de la photopériode (Proudman et Siopest, 2005), l'effet de la situation géographique (Burger et Denver, 2002), l'effet de la température ambiante (Tao et al., 2006), l'effet de l'état pathologique (Lin et al., 2008), l'effet des méthodes de dosage (Thrall et al., 2012), mais toutes ces études se sont limitées à une seule souche de poulet de chair, et surtout à doser la forme totale des hormones thyroïdiennes.

L'augmentation des niveaux plasmatiques de la thyroxine libre entre 35 et 42 jours a été significatif ($p < 0.05$) chez la souche Arbor Acres qui a été la souche la plus lourde. Une augmentation est également notée entre 35 et 42 jours chez la souche Isa 15, mais elle n'a pas été significative ($p > 0.05$). En effet, chez cette dernière, nous avons noté une diminution significative ($p < 0.05$) des niveaux de thyroxine libre entre 28 et 35 jours d'âge. Une corrélation significative positive ($p < 0.05$) entre poids et thyroxine libre est signalée chez les animaux de la souche Arbor Acres. Rahimi. (2005) a également observé une corrélation positive entre poids et thyroxine plasmatique, ainsi que des différences entre les souches dans les teneurs sanguines de T4.

Chez la souche Arbor Acres, cette élévation dans la T4 libre se situe entre 28 et 42 jours d'âge, et coïncide avec la période durant laquelle on observe la croissance la plus importante, à ce stade de développement, les poulets de chair commencent à accumuler d'énormes quantités de muscles. Cette augmentation des niveaux de T4 libre est en accord avec d'autres travaux qui ont démontré que T4 augmente régulièrement avec l'âge chez le poulet de chair et les poules pondeuses (Lu et al., 2007). Stojevic et al. (2000) ont observé une augmentation avec l'âge de T3 et T4 particulièrement entre 3 et 6 semaines. Moravej et al. (2006) ont démontré une élévation des niveaux de T4 avec l'âge chez des poulets de chair nourris avec différents niveaux de protéines et d'énergie dans l'aliment. Luger et al. (2001) ont conclu que les concentrations plasmatiques de T4 augmentent continuellement avec l'âge chez des poulets de chair en bonne santé.

Considérant le rôle métabolique prépondérant des hormones thyroïdiennes dans l'organisme aviaire, ces résultats devaient être attendus. Les variations dans le rythme de la croissance relative et les changements dans le taux de thyroxine libre appuient les observations classiques que les hormones thyroïdiennes sont nécessaires à la croissance. Il est évident qu'elles sont impliquées dans une vaste gamme d'activités métaboliques qui influent sur la croissance et le développement des oiseaux (Gregory et al., 1998). Les hormones thyroïdiennes sont principalement impliquées dans la production d'énergie en augmentant

l'activité métabolique et la production de chaleur (Abdelatif et Saeed, 2009). Leur importance est d'autant plus visible chez les animaux déficients qui exhibent un retard de croissance et une productivité diminuée (Biswas et al., 2010). Toute réduction dans les valeurs physiologiques des hormones thyroïdiennes entrave la croissance et le développement des embryons (Gregory et al., 1998).

Il est généralement admis que la thyroxine (T4) est l'hormone prédominante dans la circulation, mais qu'elle a peu d'activité biologique propre, la triiodothyronine (T3) étant l'hormone métaboliquement active (Navidshad et al., 2006). Hayashi et al. (2009) ont démontré que T4 est également active, et qu'elle joue des rôles métaboliques importants particulièrement dans le métabolisme protéique au niveau musculaire. Il est parfaitement plausible que T4 joue un rôle majeur dans la régulation de la production de chaleur, ainsi que dans le métabolisme des protéines. En effet, les concentrations plasmatiques normales de T4 sont d'environ six fois supérieures à celles de T3, et la concentration de T4 est plus stable dans le plasma que T3 (Nourmohammadi et al., 2011).

Mais la thyroxine libre est un meilleur marqueur de la fonction thyroïdienne que la thyroxine totale, parce qu'elle est plus indépendante de la capacité de transport des protéines plasmatiques. Comme T4 est la principale hormone synthétisée par la glande thyroïde, des troubles de la fonction thyroïdienne conduiraient directement à des modifications dans les concentrations plasmatiques de la thyroxine libre. Parce que la fixation de la T4 aux protéines plasmatiques ralentit le catabolisme hormonal du foie, une proportion de T4 liée va persister dans le plasma pour une longue période, et elle serait de ce fait moins sensible aux variations de synthèses thyroïdiennes (Kurtede et al., 2004). C'est la raison pour laquelle nous avons préféré suivre la cinétique de la thyroxine libre plutôt que celle de la thyroxine totale.

Les hormones thyroïdiennes sont impliquées dans la régulation du métabolisme basal de la plupart des tissus, et par conséquent dans le métabolisme des lipides, glucides, et protéines (Dias et al., 2010). Dans cette étude, nous n'avons pas établi de corrélation significative entre les concentrations plasmatiques de thyroxine libre, cholestérol et triglycérides chez les deux souches de poulet de chair.

Une corrélation entre les taux sanguins d'hormones thyroïdiennes (T3, T4, fT4) et le métabolisme des lipides, est en général bien établie chez l'homme (Maugeri et al., 1999). Chez les animaux domestiques, les études sur le profil des lipides sanguins ont démontré l'existence de variations entre les espèces, et même au sein des espèces (Eshkhatkhah et al., 2010). Il y a des résultats contradictoires concernant la relation entre hormones thyroïdiennes, cholestérol et triglycérides. Le taux de cholestérol sanguin varie généralement inversement à

l'activité thyroïdienne (Bartley, 1989). En revanche, les concentrations d'hormones thyroïdiennes ne sont pas corrélées avec le taux de cholestérol chez le chameau (Wasfi et al., 1987), la chèvre (Nazifi et al., 2002), et le mouton (Eshkhatkhah et al., 2010 ; Nazifi et al., 2007).

Les hormones thyroïdiennes ont longtemps été reconnues comme un déterminant important de l'homéostasie du glucose (Farasat et al., 2011). Elles stimulent tous les aspects du métabolisme des glucides, y compris l'augmentation de la néoglucogenèse et de la glycogénolyse pour générer du glucose libre (Bowen et al., 2006). Dans notre expérimentation, nous n'avons pas déterminé de corrélation significative entre les taux plasmatiques de thyroxine libre et le glucose sanguin chez les deux souches de poulet de chair. Aucune corrélation n'a également été démontrée chez les veaux (Eshkhatkhah et al., 2012).

Une corrélation significative ($p < 0,05$) a pu être déterminée entre thyroxine libre et protéines totales plasmatiques chez la souche Arbor Acres. Il a été démontré que chez le poulet de chair T3 et T4 stimulent sélectivement la synthèse des protéines (Roman et al., 2009). Eshkhatkhah et al. (2012) ont rapporté que la relation entre hormones thyroïdiennes et métabolisme protéique était dose-dépendante ; lorsqu'elles sont administrées à faible doses, les hormones thyroïdiennes favorisent la synthèse protéique, par contre lorsqu'elles sont administrées à fortes doses, elles stimulent le catabolisme protéique.

Les résultats de la présente étude effectuée sur deux souches de poulet de chair : Isa 15 et Arbor Acres durant la période d'élevage (de 07 jours jusqu'à la fin de la période d'engraissement) indiquent que la plupart des paramètres analysés sont liés à l'âge des oiseaux. Seules les concentrations d'urée, ALAT, et bilirubine totale sont restées très basses et n'ont pas démontré de modifications significatives. Des différences significatives entre les deux souches ont été observées pour les concentrations plasmatiques de glucose, acide urique, créatinine, calcium, phosphore, magnésium, chlore, et ASAT. Il convient de signaler que le dosage de l'albumine par spectrophotométrie utilisant le pourpre de bromocrésol s'est révélé inadéquat sur des prélèvements de sang aviaire. L'électrophorèse des protéines sériques fournira dans ce cas une mesure plus précise de la concentration d'albumine ainsi que des autres protéines sériques.

La sélection en aviculture pour différents paramètres de production a certainement conduit à des changements endocriniens, et plus particulièrement au niveau des hormones thyroïdiennes qui sont étroitement liées au métabolisme surtout en période de croissance.

L'augmentation des niveaux plasmatiques de la thyroxine libre pendant cette phase de développement intensif peut être liée à une activité métabolique accrue particulièrement chez la souche Arbor Acres. Chez les poulets de chair des deux souches, les profils lipidique et glucidique n'ont pas présenté de corrélation significative avec les niveaux plasmatiques de thyroxine libre. Toutefois, chez la souche Arbor Acres, une corrélation significative a été notée entre les teneurs plasmatiques de thyroxine libre et des protéines totales.

L'étude suggère de mener d'avantage d'investigations sur la cinétique des hormones thyroïdiennes et leurs corrélations en vue de leur importance capitale dans la croissance chez la volaille.

ELECTROPHORESE DES PROTEINES SERIQUES SUR DES PRELEVEMENTS DE SANG DE POULET DE CHAIR

1. INTRODUCTION

Utilisée à des fins médicales chez l'Homme depuis plus de 50 ans, l'électrophorèse des protéines sériques est une technique d'analyse et de séparation basée sur les critères de la charge électrique et de la taille des molécules, elle permet ainsi d'identifier et de séparer les protéines par la soumission à l'action d'un champ électrique.

D'abord réalisée sur support de papier, puis sur acétate de cellulose, la technique la plus utilisée actuellement en laboratoire de diagnostic est l'électrophorèse en gel d'agarose, mais elle tend à être supplantée dans les laboratoires ayant des débits d'analyse importants, par l'électrophorèse capillaire.

Chez l'Homme, l'électrophorèse des protéines sériques peut aider au diagnostic de syndromes néphrotiques, de syndromes inflammatoires ou de fibroses/cirrhoses hépatiques. Toutefois, son utilisation la plus importante demeure le diagnostic des gammopathies monoclonales accompagnant certains types d'hémopathies malignes (Daunizeau, 2003).

C'est une technique transposée de la médecine à la médecine vétérinaire, principalement, chez les carnivores domestiques et les chevaux (Trumel et al., 1996). Chez les oiseaux, l'électrophorèse des protéines sanguines est utilisée depuis une quinzaine d'années, principalement dans le diagnostic de phénomènes inflammatoires liés à des affections bactériennes, virales ou parasitaires (Cray et Tatum, 1998).

L'électrophorèse des protéines sériques est une méthode de choix pour la détermination des concentrations plasmatiques en albumine et en globulines sur des prélèvements de sang aviaire, cependant, certains auteurs attirent l'attention sur les variations de résultats entre laboratoires, en particulier pour les fractions de faible amplitude (Rosenthal et al., 2005).

La difficulté provient de l'identification des différentes fractions protéiques qui ne migrent pas au même endroit chez les différentes espèces d'animaux.

En effet, il apparaît que de nombreuses publications soient contradictoires en ce qui concerne le nombre de fractions séparées, les valeurs de concentration de ces fractions, voire même l'aspect général des courbes d'électrophorèse.

Chez le poulet par exemple, cinq bandes ont été séparées par électrophorèse à frontière mobile (Moore, 1948), cinq à six bandes par électrophorèse sur support de papier (McKinley et al, 1953), six bandes sur gel d'agarose (Filipovic et al., 2007 ; Hasegawa et al., 2002), six à huit bandes sur support d'acétate de cellulose (Beg et Clarkson, 1970 ; Kaneko, 1997a), 12 à 15 bandes avec des gels d'amidon (Amin, 1961) et de 10 à 19 bandes à l'aide de gels de polyacrylamide (Glick, 1968).

Notre étude est basée sur l'utilisation de l'électrophorèse capillaire de zone ; technique émergente en médecine humaine et encore peu utilisée en médecine vétérinaire, sur des plasmas aviaires afin de proposer un profil électrophorétique chez le poulet de chair. Parallèlement au dosage des protéines totales par la méthode de biuret, l'albumine plasmatique a également été évaluée par spectrophotométrie utilisant le vert de Bromocrésol afin de comparer les résultats avec ceux obtenus par électrophorèse capillaire de zone.

2. MATERIEL ET METHODES

2.1 MATERIEL

2.1.1 Milieu d'étude

L'étude a été réalisée au niveau d'un abattoir avicole située à la périphérie de Constantine (Abattoir Khaled, route d'El Meridj. Constantine).

2.1.2 Les animaux

Pour des raisons essentiellement liées au coût des analyses, l'investigation a concerné 7 poulets de chair de la souche Isa 15 en fin de cycle d'élevage, à l'entrée de la chaîne d'abattage.

2.2 METHODES

2.2.1 Les prélèvements

Après décapitation des oiseaux, environ 2 ml de sang ont été récoltés dans des tubes héparinés puis transportés au laboratoire de Biochimie du Centre Hospitalo-Universitaire (CHU) Benbadis de Constantine. Une fois les prélèvements réalisés, ils sont immédiatement placés

dans une glacière, le temps du trajet jusqu'au laboratoire. Ils sont ensuite centrifugés à 3,000 tours/min puis immédiatement analysés.

2.2.2 Méthodes de dosage

2.2.2.1 Electrophorèse capillaire de zone

L'électrophorèse a été réalisée sur le Capillarys® - Sébia. C'est un analyseur dont le principe est l'électrophorèse capillaire de zone en veine liquide. Réalisée dans un tampon de pH = 10, sous un voltage élevé de 7000 volts, la migration est contrôlée par effet Peltier à 35,5 °C, ce qui évite les problèmes éventuels liés à certaines cryoglobulines susceptibles de précipiter à température ambiante. La migration s'effectue en parallèle dans huit tubes capillaires de silice fondue (diamètre : 25 µm, longueur : 18 cm) protégés par une gaine en aluminium. Le système optique est constitué d'une lampe au deutérium, la cellule de détection comporte un filtre UV à 200 nm (longueur d'onde d'absorption des liaisons peptidiques). L'alimentation des échantillons se fait en continu, avec identification des tubes primaires par un code à barre intégré. Le pilotage de l'automate s'effectue grâce à un logiciel multitâche sous Windows. La cadence de l'automate est de 80 tests/heure, le tracé apparaissant sur l'écran une dizaine de minutes après l'introduction de l'échantillon (Feuilloley et al., 1999 ; Bossuyt, 2003).

2.2.2.2 Dosage des protéines totales

Cette étape est effectuée en parallèle de la réalisation de l'électrophorégramme. Chez les oiseaux, la méthode de choix pour le dosage des protéines totales est la méthode de Biuret (décrite précédemment dans le cinquième chapitre). La mesure des protéines totales a été réalisée sur l'ADVIA 1650 (SIEMENS).

2.2.2.3 Dosage de l'albumine

L'albumine a été évaluée par électrophorèse capillaire de zone, et par spectrophotométrie utilisant le vert de Bromocrésol sur l'ADVIA 1650 (SIEMENS).

En milieu tamponné à pH 4.2 le vert de Bromocrésol se combine à l'albumine pour former un complexe coloré dont l'absorbance mesurée à 630 nm (620-640) est proportionnelle à la concentration de l'albumine dans le spécimen (Doumas et al., 1971 ; Doumas et Briggs, 1972).

3. RESULTATS ET DISCUSSION

3.1 RESULTATS

3.1.1 Profils d'électrophorèse obtenus

L'analyse des profils d'électrophorèse a permis l'identification sur tous les prélèvements d'un pic de pré albumine, d'un pic d'albumine, et de 6 pics de globulines (figure 11).

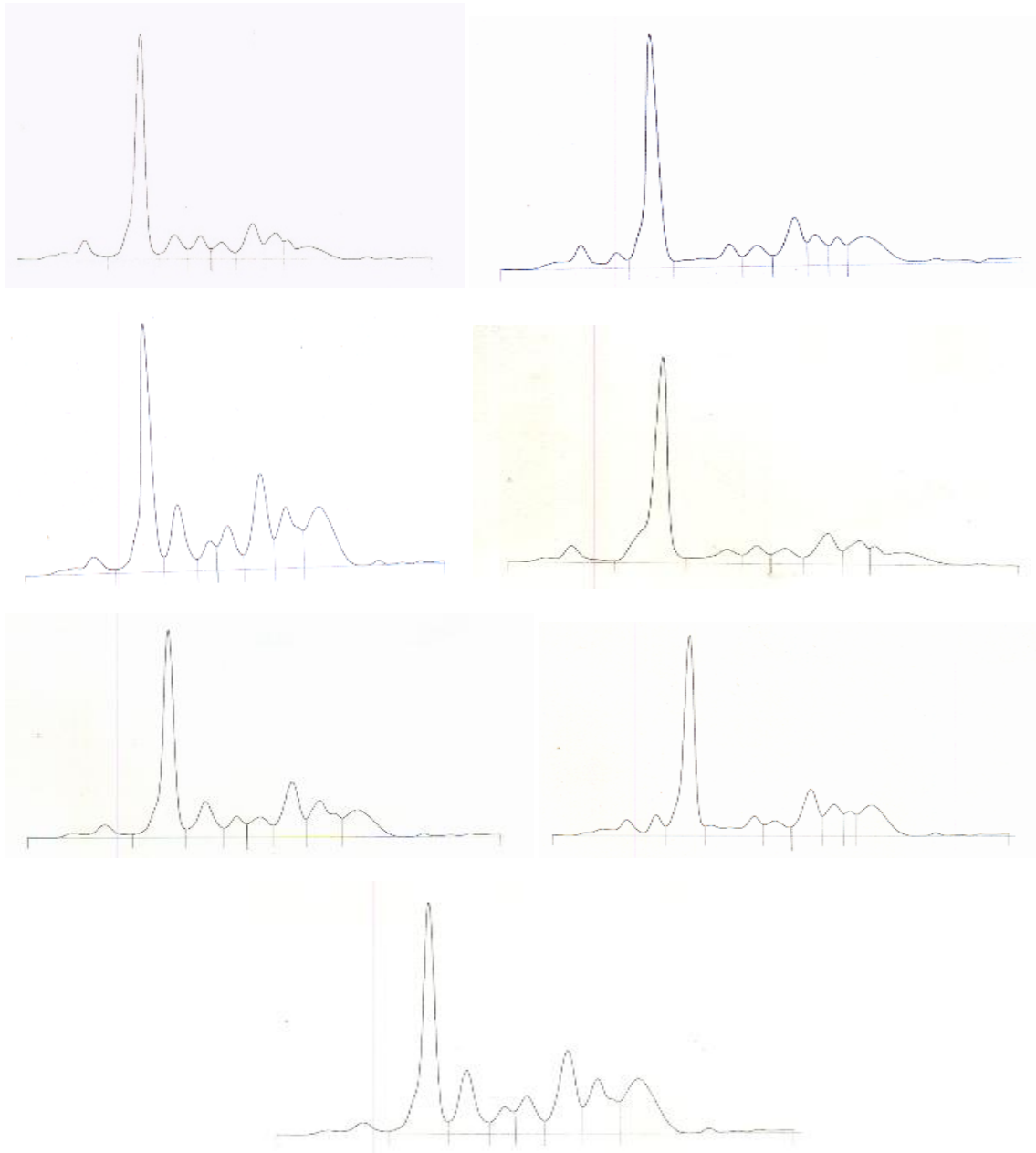


Fig 11.

Electrophorégrammes obtenus sur 7 prélèvements de plasmas de poulets de chair.

3.1.2 Résultats Protéines totales- Albumine- Globulines- ratio A/G chez le poulet de chair

La mesure des protéines totales plasmatiques, et l'évaluation des fractions pré albumine, albumine, et globulines via l'étude des profils électrophorétiques sur 7 prélèvements de plasma de poulet de chair sont présentées dans le tableau XLII ci-dessous.

Tab XLII.

Valeurs des protéines totales et des différentes fractions de l'électrophorégramme (en g/l et en %), et ratio A/G chez le poulet de chair.

	Ech 01	Ech 02	Ech 03	Ech 04	Ech 05	Ech 06	Ech 07
PT (g/L)	34.1	43.0	30.0	28.0	29.0	40.0	29.0
Pré-Alb (g/L)	3.3	1.9	1.5	2.9	2.1	1.3	1.9
Pré-Alb (%)	9.6	4.4	5.1	10.2	7.4	3.3	6.5
Alb (g/L)	13.7	12.9	11.2	10.6	13.4	12.4	14.2
Alb (%)	40.0	29.9	37.3	37.9	46.3	30.9	49.1
Glob (g/L)	17.1	28.2	17.3	14.4	13.4	26.4	12.9
Glob (%)	50.4	65.7	57.6	51.9	46.3	65.8	44.4
Alb/Glob (A/G)	0.99	0.52	0.73	0.94	1.1	0.52	1.2
Alpha 1 (g/L)	2.7	4.5	2.8	2.4	2.1	4.4	1.9
Alpha 1 (%)	8.0	10.6	9.4	8.7	7.3	10.9	6.5
Alpha 2 (g/L)	2.4	2.2	1.4	1.4	1.7	2.0	1.4
Alpha 2 (%)	7.2	5.1	4.8	5.0	6.0	5.0	5.0
Alpha 3 (g/L)	3.1	2.6	1.6	3.4	1.5	2.4	1.6
Alpha 3 (%)	9.0	6.0	5.2	12.2	5.1	5.9	5.2
Béta 1 (g/L)	2.0	6.4	4.1	2.2	3.0	5.8	2.9
Béta 1 (%)	6.0	15.0	13.5	7.9	10.2	14.6	10.1
Béta 2 (g/L)	1.7	5.2	3.6	1.1	2.0	4.8	2.1
Béta 2 (%)	4.9	12.0	12.1	4.0	7.0	11.9	7.1
Gamma (g/L)	5.2	7.3	3.8	3.9	3.1	7.0	3.0
Gamma (%)	15.3	17.0	12.6	14.1	10.7	17.5	10.5

3.1.3 Dosage de l'albumine

Les niveaux de l'albumine plasmatique mesurée par spectrophotométrie utilisant le vert de Bromocrésol, et mesurée par électrophorèse capillaire sont détaillés dans le tableau XLIII.

Tab XLIII.

Valeurs obtenues pour l'albumine plasmatique par CZE et par spectrophotométrie.

	Ech 01	Ech 02	Ech 03	Ech 04	Ech 05	Ech 06	Ech 07
Albumine par spectrophotométrie (g/L)	12.0	12.9	10.0	10.0	12.0	12.4	11.0
Albumine par électrophorèse capillaire (g/L)	13.7	12.9	11.2	10.6	13.4	12.4	14.2

3.2 DISCUSSION

L'électrophorèse capillaire est une microtechnique destinée à l'analyse qualitative et quantitative de solutions complexes, à partir d'échantillons de très faible volume. C'est une véritable innovation technique dans le domaine de la biologie clinique ; méthode de séparation analytique très performante et parfaitement adaptée à la routine d'un laboratoire, elle est rapide, quantitative, reproductible, et elle permet en quelques minutes l'analyse d'un micro échantillon prélevé sur un tube primaire identifié (Le Carrer et Bach-Ngohou, 2005).

Le résultat est exprimé par une courbe avec 8 pics : pré-albumine, albumine, α_1 , α_2 , α_3 , β_1 , β_2 , et γ -globulines (figure 11). L'estimation de ces pics est exprimée en pourcentage, et la concentration de chaque fraction est calculée en fonction de la protidémie totale systématiquement dosée en parallèle (tableau XLII).

En raison du fort courant d'électroendosmose, le sens de migration des fractions protéiques est inversé par rapport au gel d'agarose. L'injection se fait à l'anode, la détection UV à la cathode et les γ -globulines sont la première fraction détectée.

L'**albumine** constitue la fraction anodique la plus intense. La finesse de ce pic est un bon indicateur de la qualité de l'électrophorèse. La fraction albumine est la seule fraction composée d'une seule protéine. Cette fraction a représenté entre 29.9 % et 49.1 % des protéines totales chez le poulet de chair. Elle constitue chez la plupart des animaux domestiques 35 % à 50 % des protéines totales, contrairement à l'Homme chez qui elle représente entre 60 % et 67 % des protéines totales (Kaneko, 1997a). Chez l'oiseau, comme chez l'Homme, l'albumine est considérée comme une protéine négative de la phase aiguë de l'inflammation, c'est-à-dire que sa concentration diminue en cas de processus inflammatoire (Upragarin et al., 2005).

Synthétisée par le foie, elle joue un rôle important de réservoir protéique et de transport des acides aminés entrant dans sa composition. En raison de son abondance et de sa petite taille, cette protéine joue de plus un rôle fondamental dans le maintien de la pression oncotique sanguine. Elle a un rôle majeur en tant que protéine de transport, et elle permet de solubiliser dans le plasma des molécules qui seraient peu ou pas solubles en milieu aqueux et d'éviter leur élimination par le rein (Kaneko, 1997a).

La comparaison entre les niveaux d'albumine plasmatique mesurée par électrophorèse capillaire de zone et par spectrophotométrie utilisant le vert de Bromocrésol fait ressortir dans 5 échantillons sur 7, des valeurs un peu plus élevées en utilisant l'électrophorèse capillaire par rapport au dosage par spectrophotométrie (tableau XLIII). L'albumine plasmatique aviaire diffère dans sa structure de l'albumine des mammifères, se lie de façon diminuée au vert de Bromocrésol (Harr, 2006), entraînant des valeurs faussement abaissées. Lumeij. (2008) a démontré l'existence d'écarts dans les valeurs de l'albumine plasmatique mesurée par spectrophotométrie et par électrophorèse chez le poulet, le canard, la dinde, et le pigeon.

La fraction **pré-albumine** se situe en position anodique par rapport au pic d'albumine. Cette fraction a représenté entre 3.3 % et 10.2% des protéines totales chez le poulet de chair. La présence de cette fraction est signalée chez l'homme, mais est très peu rapportée chez les animaux domestiques. Plusieurs auteurs ont cependant démontré l'existence d'une fraction pré albumine chez le canard (Green et al., 1982), chez le poulet de chair (Tureen et al., 1966), et chez la poule pondeuse (Kuryl, 1978). Il s'agit le plus souvent d'une fraction de faible intensité en particulier composée de transthyrétine ; une protéine de transport des hormones thyroïdiennes et de rétinol (Cookson et al., 1988 ; Harr, 2002). La transthyrétine est, comme l'albumine considérée comme une protéine négative de la phase aiguë de l'inflammation (Cray et al., 2007).

Les **alpha-globulines** constituent la fraction la plus rapide des globulines. Elles sont pour la plupart synthétisées par le foie (Kaneko, 1997a). Cette fraction a représenté entre 16.7 % et 25.9 % des protéines totales. La fraction alpha est une fraction de protéines très hétérogène présentant des rôles biologiques variables (alpha lipoprotéines, alpha-1 antitrypsine, alpha-1 glycoprotéine acide, alpha-2 macroglobuline, haptoglobine) (Cray et Tatum, 1998 ; Chamanza et al., 1999). Les alpha lipoprotéines (HDL) migrent en α_1 , les pré beta lipoprotéines (VLDL) migrent en α_2 (Kaneko, 1997a). La fraction alpha-3 pré transferrine mise en évidence sur toutes les courbes d'électrophorèse, a également été décelée chez le coq adulte (Roman et al., 2013), chez la poule pondeuse (Kumar Juneja et al., 1982), et chez la dinde (Bucholz, 1986).

La plupart des ces protéines sont des protéines positives de la phase aiguë de l'inflammation, leur concentration augmente en cas de phénomène inflammatoire (Chamanza et al., 1999).

Les **beta globulines** sont elles aussi principalement synthétisées par le foie (Kaneko, 1997a). Cette fraction a représenté entre 10.9 % et 27.5 % des protéines totales. La fraction beta est, comme la fraction alpha, une fraction très hétérogène constituée de protéines présentant des rôles biologiques différents (beta lipoprotéine LDL, fibrinogène, transferrine, ferritine, hémopexine, complément : C3, C4) (Kaneko, 1997a). Ces protéines sont pour la plupart des protéines positives de la phase aiguë de l'inflammation. La transferrine, protéine négative de l'inflammation chez les mammifères est une protéine positive de l'inflammation chez les oiseaux (Chamanza et al., 1999).

L'importance des protéines de la fraction beta réside dans leur rôle essentiel dans le métabolisme du fer, particulièrement la transferrine et la ferritine comme formes de transport et de stockage du fer, ainsi que l'hémopexine qui maintient l'hème sous forme soluble (Kaneko, 1997a).

Le fibrinogène est un très bon indicateur de l'inflammation (Hawkey et Hart, 1988). C'est pourquoi la plupart des auteurs choisissent d'utiliser du plasma plutôt que du sérum pour réaliser les électrophorèses des protéines sanguines chez les oiseaux (Lumeij, 2008 ; Hochleithner, 2013 ; Cray et Tatum, 1998).

La fraction **gamma** est constituée d'immunoglobulines mais elle peut, chez certaines espèces, contenir des protéines migrant normalement dans la fraction beta (beta-lipoprotéines...) (Cray et Tatum, 1998 ; Werner et Reavill, 1999). Il s'agit principalement chez les oiseaux des IgM, des IgA et des IgY (correspondant aux IgG des mammifères) synthétisées par les lymphocytes B et les plasmocytes. Leur élévation est la preuve d'une stimulation antigénique (Kaneko, 1997a). Cette fraction a constitué entre 10.5 % et 17.5 % des protéines totales.

Par convention, chez les oiseaux, le rapport albumine / globuline (A/G) est calculé en divisant la somme des fractions albumine et pré-albumine (A) par la somme des globulines (G) (Lumeij, 2008; Cray et Tatum, 1998 ; Werner et Reavill, 1999). Un tel rapport est en général supérieur à 1 (Cray et al., 2007). Dans notre travail, il se retrouve entre 0.52 et 1.2. L'augmentation du niveau des α , β , et γ - globulines avec l'âge, avec en même temps une diminution du niveau de l'albumine ont été observées par plusieurs auteurs chez plusieurs espèces de volailles et peuvent expliquer la diminution de ce rapport en fin de cycle d'élevage comme rapporté dans notre cas (Filipovic et al., 2007). Ce ratio reste cependant le paramètre le plus fiable à interpréter d'un point de vue clinique, puisque tout processus inflammatoire entraîne très rapidement une inversion caractéristique de ce rapport (Lumeij, 2008).

En effet, dans les heures qui suivent le début d'un processus inflammatoire, celui-ci stimule des hépatocytes destinés à la synthèse des protéines positives de l'inflammation. Ces protéines, principalement présentes dans les fractions alpha et beta permettent la mise en place de la première ligne de défense non spécifique de l'organisme. En même temps, la synthèse des protéines négatives de l'inflammation, comme l'albumine ou la transthyréline a tendance à être régulée à la baisse pour faciliter la synthèse des protéines positives de l'inflammation par le foie. De plus, au bout de quelques jours, la présence d'une stimulation antigénique entraîne la synthèse d'immunoglobulines et donc l'augmentation des gamma globulines (Wicher et al., 1991).

L'électrophorèse des protéines donne le reflet de l'ensemble des protéines sériques. Son principe repose sur la charge électrique des protéines permettant ainsi de séparer en différentes fractions l'ensemble de ces protéines sériques. C'est une méthode de choix permettant chez la volaille de quantifier les niveaux plasmatiques d'albumine et de globulines. Cependant, l'interprétation d'un électrophorégramme chez le poulet reste aujourd'hui difficile en raison principalement de la rareté des valeurs de référence proposées, mais aussi de la disparité des techniques d'électrophorèse. Elle reste cependant la meilleure méthode pour mettre en évidence la fin d'une phase inflammatoire.

L'utilisation d'un matériel standardisé et d'effectifs plus importants d'animaux permettra de proposer des électrophorégrammes types chez le poulet de chair.

DETERMINATION DES INTERVALLES DE REFERENCE POUR LES PARAMETRES BIOCHIMIQUES SANGUINS CHEZ LE POULET DE CHAIR

1. INTRODUCTION

Les valeurs de référence sont utilisées pour interpréter les mesures biologiques. Ces valeurs représentent les valeurs que l'on est susceptible de trouver chez des animaux sains en fonction de leur état physiologique ; elles doivent permettre de détecter les processus pathologiques. Leur production et leur présentation font l'objet de recommandations internationales de l'IFCC. Elles sont présentées sous forme d'un intervalle de référence avec une limite inférieure et une limite supérieure, déterminées par des méthodes statistiques. Le concept de « valeurs de référence » s'est substitué au terme répandu mais peu précis de « valeurs normales » (Sunderman, 1975). Le mot normal peut avoir plusieurs connotations : statistiques, clinique, épidémiologique. À la notion de valeurs normales était associée l'idée que les grandeurs biologiques étaient réparties selon une distribution de Laplace-Gauss. Le concept de valeurs de référence implique que pour toutes les grandeurs biologiques mesurées, la distribution des valeurs mesurées est obtenue à partir d'un groupe homogène d'individus en bonne santé sélectionnés en fonction de critères d'inclusion, d'exclusion et de partition bien définis (Henny et al., 2001). Le nombre minimum d'individus permettant de constituer un intervalle de référence valable dépend de la distribution des données et de l'intervalle de confiance souhaité. Selon l'IFCC, de 100 à 120 individus sont nécessaires lorsque les données doivent être analysées selon des méthodes non paramétriques (distribution non gaussienne), et 60 individus sont nécessaires lorsque les résultats suivent une distribution gaussienne. Au dessus de 120 individus, il n'y a pas d'amélioration de la fiabilité des estimations des limites inférieures et supérieures des intervalles de référence (Henny, 2009 ; Geffre et al., 2009).

Le but de cette étude est de proposer une démarche pratique afin de déterminer des valeurs de référence pour les paramètres biochimiques sanguins dosés chez les deux souches de poulet de chair expérimentées.

2. MATERIEL ET METHODES

2.1 MATERIEL

2.1.1 Milieu d'étude

L'étude a été réalisée au niveau de l'Unité de Poulet de Chair (UPC) de Benboulaïd (Complexe Avicole de Batna) située à la périphérie de Constantine.

2.1.2 Constitution de l'échantillon de référence

La sélection d'individus de référence est une étape difficile mais essentielle dans la production de valeurs de référence. La théorie des valeurs de référence enseigne que celles-ci seront déterminées à partir de groupes homogènes d'individus de référence, c'est-à-dire des individus en bonne santé, l'objectif étant de réduire la variabilité inter-individuelle.

2.1.2.1 Les critères d'inclusion et d'exclusion

L'étude a porté sur 280 poulets de chair de deux souches différentes :

- 140 poulets de chair de la souche lourde Arbor Acres, et
- 140 poulets de chair de la souche moyenne Isa 15.

Ont été inclus dans notre étude, des animaux en bonne santé, ne présentant aucun signe de pathologie visible. Afin de limiter le risque de variabilité inter-individuelle, chaque groupe d'individus sélectionnés présentaient des poids avoisinants.

Ont été exclus les sujets présentant des retards de croissance, des boiteries, ou tout autre signe de pathologie (diarrhée, jetage, prostration).

Les conditions d'élevage et d'alimentation fournies aux volailles sont les mêmes que celles décrites dans le quatrième chapitre, et elles sont identiques pour tous les sujets sélectionnés.

2.1.2.2 Les critères de partition

Des méthodes statistiques permettent de partager une population de référence en sous-ensembles plus homogènes, mais il ne faut retenir que ceux susceptibles d'avoir une influence sur l'interprétation clinique (Henny et al., 2001). Dans notre étude, c'est l'âge et la souche qui ont été retenus comme critères de partition.

2.2 METHODES

2.2.1 Les prélèvements

A J7, J14, J21, J28, J35, J42, et J57 pour la souche Arbor Acres, J59 pour la souche Isa 15, vingt poulets par souche ont été sacrifiés par décapitation. Du sang pour analyse a été prélevé de la veine jugulaire, puis récolté dans des tubes héparinés. Le plasma sanguin a été séparé par centrifugation à 3,000 tours/min pendant 10 minutes, puis analysé directement.

Afin d'obtenir des valeurs interprétables, il est nécessaire de prendre des précautions lors des prélèvements, et durant le transport des échantillons, voici les principales règles qu'on a essayé de respecter, qui permettent une bonne répétabilité, et donc une interprétation correcte de nos résultats :

- Toujours utiliser la même technique de prélèvement, dans notre cas c'était un prélèvement de sang récolté à la veine jugulaire.
- Toujours traiter le sang de la même manière (même matériel : tubes en matière plastique, même anticoagulant : héparinate de lithium dans notre cas, même quantité de sang dans le tube : 3-4 ml).
- Transporter les échantillons dans des sacs isothermes, le délai maximum d'acheminement n'a jamais dépassé 3 heures.
- Centrifuger le tube, et séparer le plasma immédiatement.
- En cas de latence avant l'analyse, le prélèvement doit être conservé et congelé de préférence à -80°C ; pour notre étude tous les tubes ont été analysés dès leur arrivée au laboratoire de Biochimie du CHU Benbadis.
- Toujours utiliser les mêmes appareils de dosage, dans notre cas c'était l'ARCHITECT ci 8200.

Concernant la mesure de la thyroxine libre, les plasmas ont d'abord été congelés puis analysés dans les deux mois. Les dosages ont été réalisés sur 60 échantillons de sang recueillis à J28, J35, et J42.

2.2.2 Choix des analyses biochimiques

Un choix a été entrepris concernant les paramètres recherchés. Les analytes sélectionnés pour cette étude l'ont été en fonction de la disponibilité des réactifs de laboratoire, ainsi que de la faisabilité des techniques de dosages.

Ceux-ci ont concerné 18 paramètres biochimiques (protéines totales, acide urique, urée, créatinine, glucose, cholestérol, triglycérides, ASAT, ALAT, bilirubine totale, sodium,

potassium, chlore, calcium, phosphore, magnésium, et fer). Ils ont été effectués sur ARCHITECT ci8200, selon les méthodes précédemment citées.

Le dosage de la thyroxine libre a été réalisé par radio immunologie (technique décrite dans le cinquième chapitre).

L'albumine n'a pas fait partie de notre sélection, puisque son dosage chez la volaille ne peut se faire que par électrophorèse des protéines sériques, la méthode utilisant le pourpre de Bromocrésol qui était la seule technique dont nous disposions à ce moment- là ne pouvait donc pas refléter les valeurs exactes de ce paramètre sur des prélèvements de sang aviaire.

2.2.3 Analyse statistique

En analyse biologique, quelles que soient les mesures prises pour que la procédure du dosage soit précise, tous les résultats des mesures effectuées sur le même échantillon ne sont pas identiques. La reproductibilité n'est jamais parfaite. On considère arbitrairement que 95% des résultats sont satisfaisants sous réserve que les bonnes pratiques du labo soient respectées dans les domaines de la technicité, du matériel et des réactifs. Cela signifie que le degré de confiance que l'on peut attribuer au résultat d'une analyse est de 95%.

Si l'on admet que la distribution des fréquences des résultats d'une analyse biochimique suit une distribution normale, tout résultat ne s'écartant pas plus de la moyenne de $\pm 2s$ doit être considéré comme acceptable. L'intervalle $\bar{x} \pm 2s$ s'appelle l'intervalle de confiance (Audigié et al., 1992).

Si la distribution n'est pas normale, l'intervalle de référence est défini comme l'intervalle entre le percentile 2.5% et le percentile 97.5% (Henny et al., 2001).

2.2.3.1 Histogramme de fréquence

Pour déterminer les intervalles de référence, on étudie dans un premier temps le type de distribution des valeurs analysées. La distribution normale est représentée graphiquement par une courbe de Gauss, histogramme symétrique. L'outil graphique le plus simple est donc l'histogramme de fréquence. Il s'agit de couper automatiquement l'intervalle de définition de la variable en k intervalles de largeurs égales, puis de produire une série de barres dont la hauteur est proportionnelle à l'effectif associé à l'intervalle (Rakotomalala, 2011). Cependant la symétrie de la courbe ne garantit pas une distribution normale, la distribution des données doit en effet respecter un certain nombre de conditions :

- 68.3% des données doivent être réparties dans l'intervalle \bar{x} (moyenne) $\pm s$ (écart-type).

- 95.4% des données doivent être réparties dans l'intervalle $\bar{x} \pm 2s$.
- 99.7% des données doivent être réparties dans l'intervalle $\bar{x} \pm 3s$ (Audigié et al., 1992).

2.2.3.2 Coefficient d'asymétrie et d'aplatissement

La loi normale est caractérisée par un coefficient d'asymétrie et un coefficient d'aplatissement nuls. Il paraît naturel de calculer ces indicateurs pour se donner une idée, ne serait-ce que très approximative, du rapprochement possible de la distribution empirique avec une gaussienne.

Si ces indicateurs sont suffisamment proches de la valeur 0, l'hypothèse de compatibilité avec la loi normale ne peut être rejetée. Tout le problème est de quantifier ce degré de proximité. Il faudrait connaître la loi de probabilité de ces indicateurs pour mettre en place un test statistique permettant de déterminer si l'écart est significatif ou non ; ou tout du moins, calculer les écart-type et utiliser les distributions asymptotiques pour réaliser le test (Rakotomalala, 2011).

2.2.3.3 Q-Q plot et droite de Henry

La droite ou diagramme de Henry est un outil simple utilisé pour vérifier si une distribution suit une loi normale. Instrument visuel, elle n'a pas la rigueur des tests de normalité, néanmoins elle permet de déceler où se situent les écarts. C'est un type particulier de Q-Q plot (graphique de comparaison de quantiles, ou diagramme quantile-quantile).

Si les données sont compatibles avec la loi normale, les points forment une droite, dite droite de Henry, alignés sur la diagonale principale.

Les calculs sont résumés dans un tableau de calcul que l'on peut construire facilement dans un tableur. Nous obtenons dans le cas d'une loi normale un graphique nuage de points, la droite de référence est matérialisée par la diagonale principale, les points sont relativement alignés, et nous n'observons pas d'écartement significatif car aucun point ne semble se démarquer des autres (Rakotomalala, 2011).

2.2.3.4 Test de normalité de Shapiro-Wilk

Le test de Shapiro-Wilk est un puissant test de normalité. Il utilise une technique d'analyse de variance pour détecter l'écart d'un échantillon de la normalité. De manière simple il recherche à quel point une distribution de fréquence observée correspond à la distribution de fréquence attendue. Le test de Shapiro-Wilk est sensible à la fois à l'asymétrie et à l'aplatissement. L'hypothèse nulle du test est que les données sont normalement distribuées, et que par conséquent si la p-value de la statistique W est < 0.05 , l'hypothèse de normalité doit être

rejetée. On utilise l'algorithme AS R94 de Royston pour calculer W et sa p-value. La taille de l'échantillon doit être comprise entre N=3 et N= 500 (Anastats, 2009).

3. RESULTATS ET INTERPRETATION

3.1 RESULTATS

Les statistiques descriptives comprenant notamment la moyenne, l'écart-type, le mode, la médiane, le coefficient d'asymétrie et le coefficient d'aplatissement sont présentés dans les tableaux XLIV, XLVI, XLVIII, L, LII, LIV, LVI, et LVIII pour les deux souches de poulet de chair.

Les distributions des activités sériques des paramètres biochimiques recherchés sont données à travers des histogrammes pour les deux souches de poulet de chair.

Ces histogrammes des paramètres biochimiques sont accompagnés de leurs courbes normales respectives, qui ont été utilisées en première intention pour établir si les distributions des différentes variables sont gaussiennes, afin de pouvoir conclure sur la normalité de ces variables.

La droite de Henry est également une méthode utilisée pour visualiser les chances qu'a une distribution d'être gaussienne. Elle permet de lire rapidement la moyenne et l'écart type d'une distribution. Si la variable est gaussienne, les points de coordonnées sont alignés sur la droite d'équation. Les droites des paramètres biochimiques dosés sont présentées à travers des figures pour les deux souches de poulet de chair.

Le test de normalité de Shapiro-wilk a aussi été employé, puisque nous n'avons pas pu conclure sur la normalité de nos variables à partir des histogrammes de fréquence et des droites de Henry. La p-value a donc été comparée au seuil alpha, et la normalité a été acceptée pour une p-value > au seuil alpha choisi. Les tableaux XLV, XLVII, XLIX, LI, LIII, LV, LVII, et LIX regroupent les valeurs de la statistique w et de la p-value pour tous les paramètres biochimiques dosés chez les deux souches de poulet de chair.

Les intervalles des valeurs usuelles des variables étudiées sont proposés dans les tableaux LX, LXI et LXII. Ces résultats présentent l'intervalle utilisant les 2,5ième et 97,5ième percentiles pour toutes les variables proposées, sauf la thyroxine pour laquelle l'intervalle gaussien a été employé.

3.1.1 Les paramètres hépatiques

3.1.1.1 Chez la souche Isa 15

3.1.1.1.1 Statistique descriptive

Tab XLIV.

Statistique descriptive des variables protéines totales, ASAT, ALAT, bilirubine totale, glucose, cholestérol, et triglycérides chez la souche Isa 15.

	PT	ASAT	ALAT	BT	GLU	CHOL	TRIGLY
Moyenne	26.92	220.70	6.00	1.80	2.21	1.03	0.65
Dev.std	5.67	50.87	0.00	0.00	0.50	0.37	0.25
Erreur.std	0.47	4.30	0.00	0.00	0.04	0.03	0.02
Nombre	140	140	140	140	140	140	140
Minimum	8.00	42.00	6.00	1.80	0.49	0.19	0.24
Maximum	38.30	310.00	6.00	1.80	3.03	1.92	1.75
Asymétrie	-1.03	-1.93	-	-	-2.09	-0.23	1.38
Aplatissement	1.98	3.77	-	-	3.65	0.04	3.38
Médiane	27.00	231.50	6.00	1.80	2.34	1.07	0.61
Interquartile	5.40	20.00	0.00	0.00	0.27	0.44	0.25
Mode	25.00	242	6.00	1.80	2.32	1.29	0.57

3.1.1.1.2 Histogrammes de fréquence

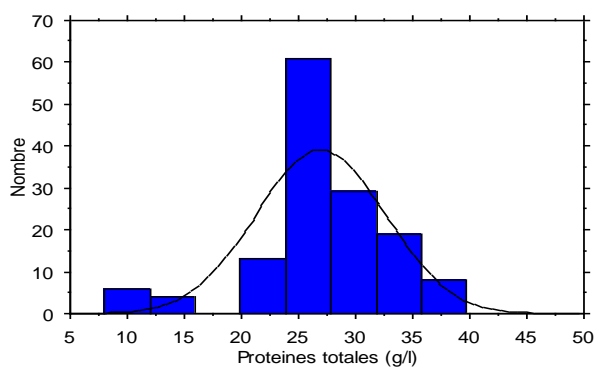


Fig 12.

Distribution en protéines totales chez la souche Isa 15.

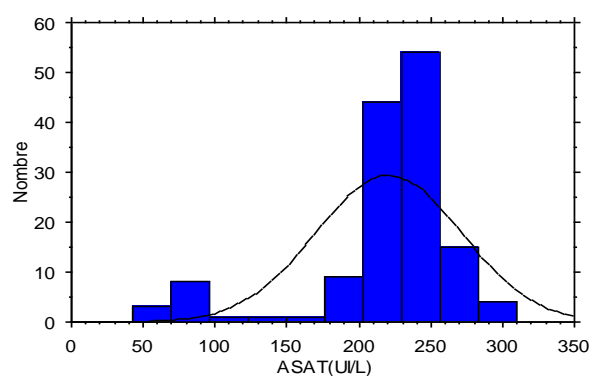


Fig 13.

Distribution en ASAT chez Isa 15.

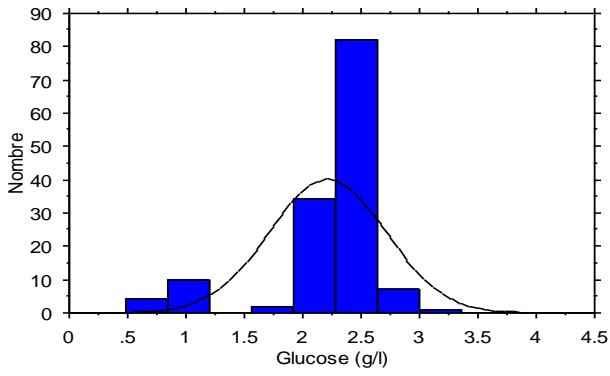


Fig 14.

Distribution en glucose chez la souche Isa 15.

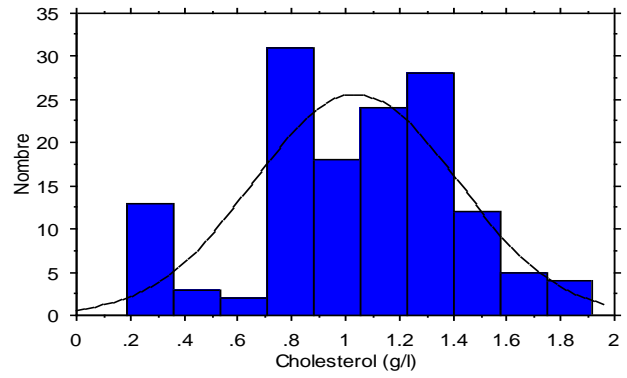


Fig 15.

Distribution en cholestérol chez la souche Isa 15.

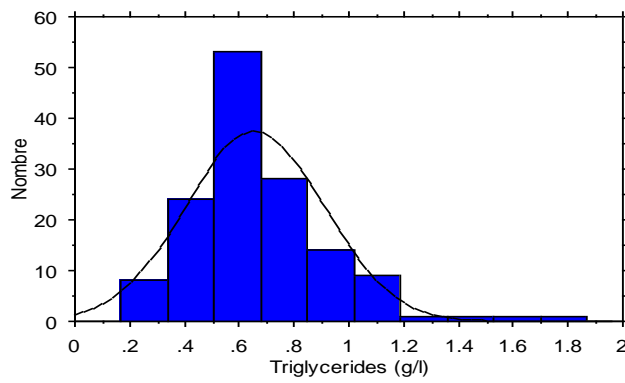


Fig 16.

Distribution en triglycérides chez la souche Isa 15.

3.1.1.1.3 Droites de Henry

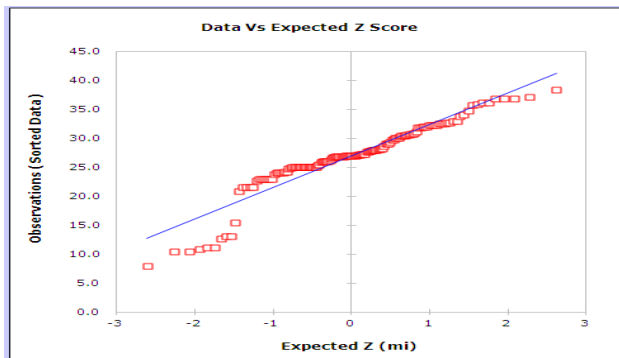


Fig 17.

Distribution des valeurs de la variable protéines totales chez la souche Isa 15.

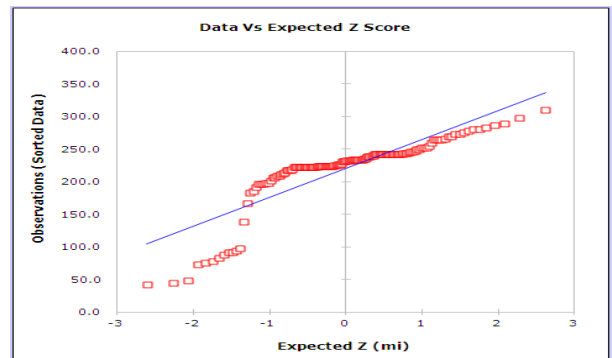


Fig 18.

Distribution des valeurs de la variable ASAT chez la souche Isa 15.

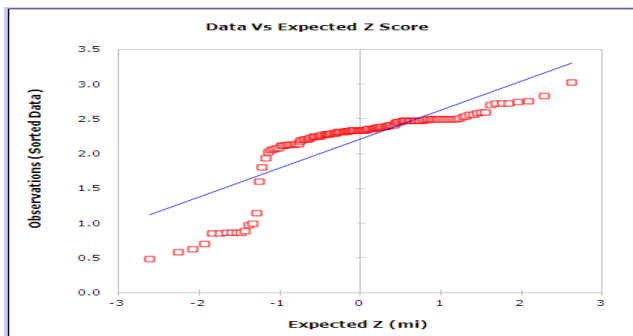


Fig 19.

Distribution des valeurs de la variable glucose chez la souche Isa 15.

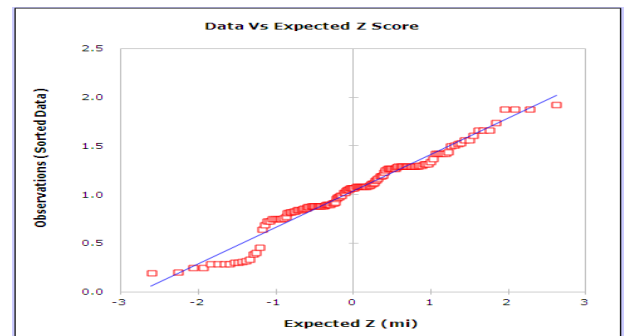


Fig 20.

Distribution des valeurs de la variable cholestérol chez la souche Isa 15.

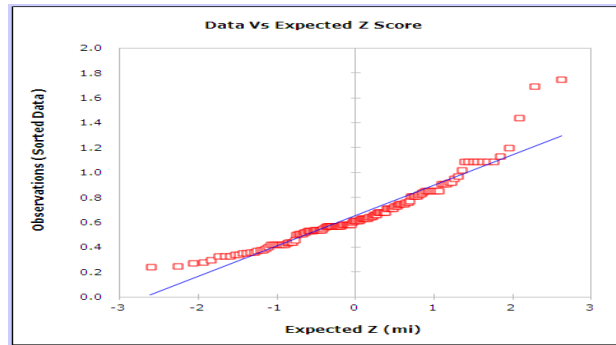


Fig 21.

Distribution des valeurs de la variable triglycérides chez la souche Isa 15.

- La distribution des taux plasmatiques des protéines totales chez la souche Isa 15 présente un pic entre 24 et 27.9 g/L soit 44.28 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de l'activité de l'ASAT chez la souche Isa 15 est plus élevée dans les valeurs comprises entre 201 et 255 UI/L soit 70.71 % de l'effectif, le pic est atteint entre 231 et 255 UI/L soit 38.57 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de glucose chez la souche Isa 15 est plus conséquente dans les valeurs comprises entre 1.94 et 2.59 g/L soit 82.85% de l'effectif avec un pic entre 2.29 et 2.59 g/L soit 58.57% de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de cholestérol chez la souche Isa 15 est plus importante dans les valeurs comprises entre 0.73 et 1.42 g/L soit 75.71% de l'effectif, et présente un pic entre 0.73 et 0.89 g/L soit 22.85% de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques en triglycérides chez la souche Isa 15 présente un pic entre 0.53 et 0.68g/L soit 38.57% de l'effectif.

3.1.1.1.4 Test de Shapiro-Wilk

Tab XLV.

Interprétation des résultats du S-W pour les paramètres hépatiques chez la souche Isa 15.

	PT	ASAT	GLU	CHOL	TRIGLY
w-statistics	0.90	0.75	0.69	0.96	0.90
p-value	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05
Seuil choisi	0.05	0.05	0.05	0.05	0.05
Conclusion	Rejetée	Rejetée	Rejetée	Rejetée	Rejetée

La normalité est rejetée pour tous les paramètres hépatiques chez la souche Isa 15, car la p-value est inférieure au seuil choisi de 0.05.

3.1.1.2 Chez la souche Arbor Acres

3.1.1.2.1 Statistique descriptive

Tab XLVI.

Statistique descriptive des variables protéines totales, ASAT, ALAT, bilirubine totale, glucose, cholestérol, et triglycérides chez la souche Arbor Acres.

	PT	ASAT	ALAT	BT	GLU	CHOL	TRIGLY
Moyenne	27.78	212.50	6.00	1.80	2.09	1.11	0.78
Dev.std	8.24	50.98	0.00	0.00	0.67	0.40	0.36
Erreur.std	0.69	4.30	0.00	0.00	0.05	0.03	0.03
Nombre	140	140	140	140	140	140	140
Minimum	8.40	52.00	6.00	1.80	0.58	0.21	0.17
Maximum	47.70	297.00	6.00	1.80	4.08	1.85	1.87
Asymétrie	-0.27	-1.44	-	-	-0.37	-0.66	0.90
Aplatissement	-0.11	1.88	-	-	-0.15	-0.38	0.33
Médiane	28.95	224.00	6.00	1.80	2.30	1.20	0.71
Interquartile	9.85	42.00	0.00	0.00	0.77	0.51	0.49
Mode	33.00	224	6.00	1.80	2.46	1.61	0.79

3.1.1.2.2 Histogrammes de fréquence

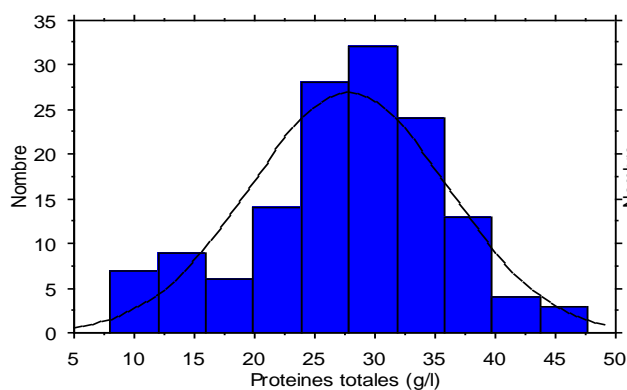


Fig 22.

Distribution en protéines totales chez la souche Arbor Acres.

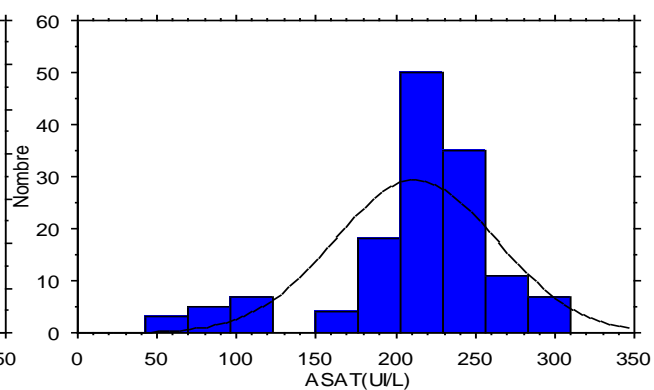


Fig 23.

Distribution en ASAT chez la Souche Arbor Acres.

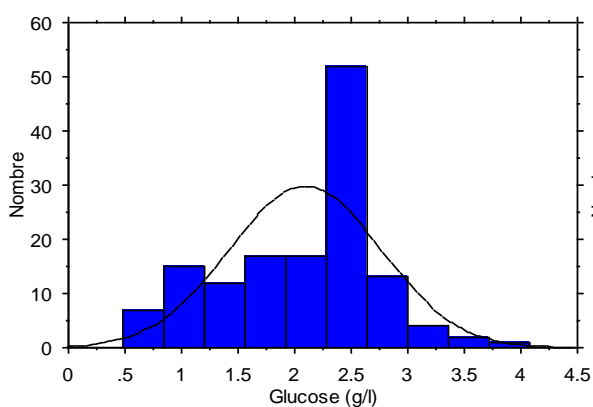


Fig 24.

Distribution en glucose chez la souche Arbor Acres.

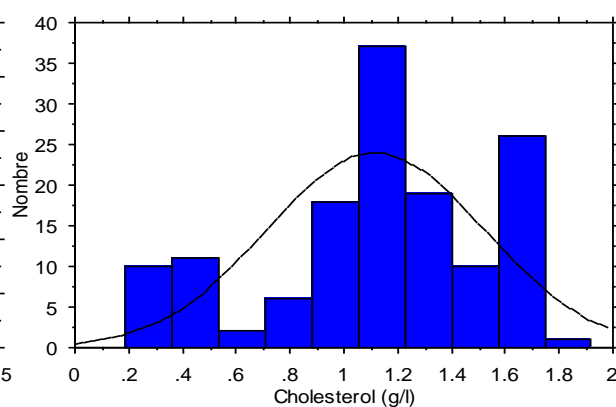


Fig 25.

Distribution en cholestérol chez la souche Arbor Acres.

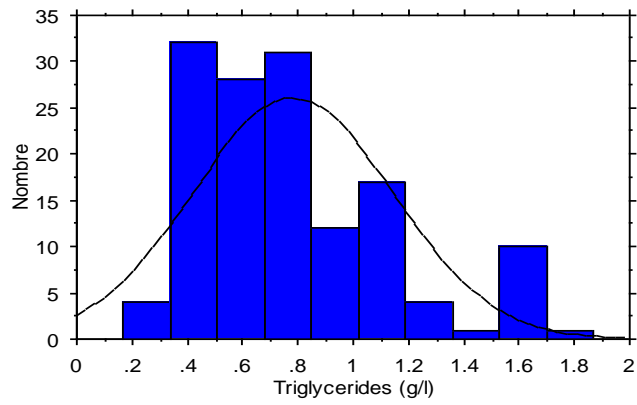


Fig 26.

Distribution en triglycérides chez la souche Arbor Acres.

3.1.1.2.3 Droites de Henry

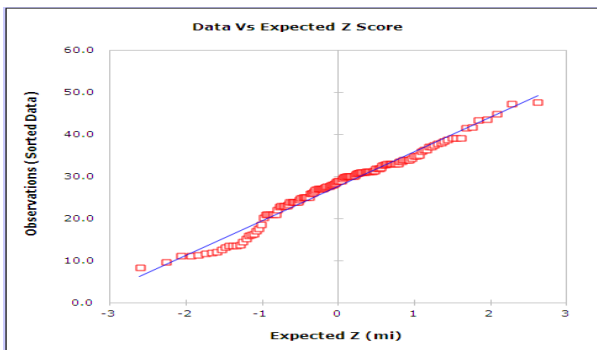


Fig 27.

Distribution des valeurs de la variable protéines totales chez la souche Arbor Acres.

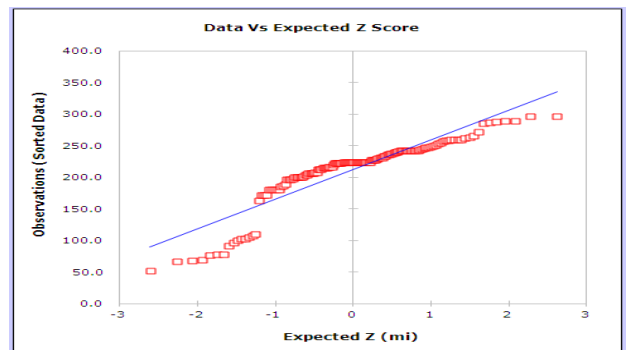


Fig 28.

Distribution des valeurs de la variable ASAT chez la souche Arbor Acres.

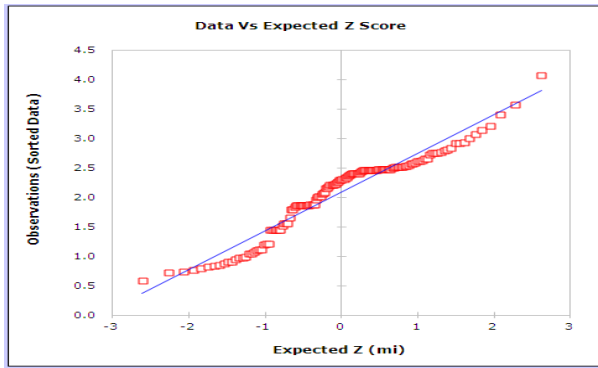


Fig 29.

Distribution des valeurs de la variable glucose
chez la souche Arbor Acres.

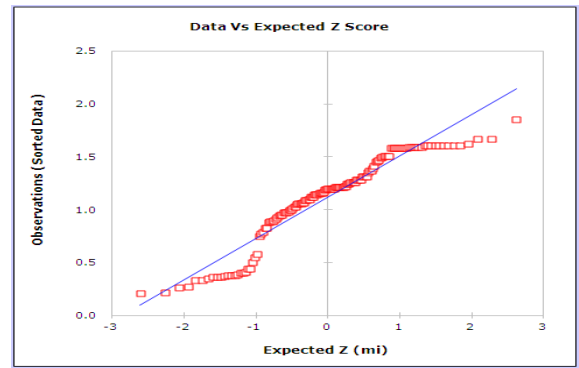


Fig 30.

Distribution des valeurs de la variable
cholestérol chez la souche Arbor
Acres.

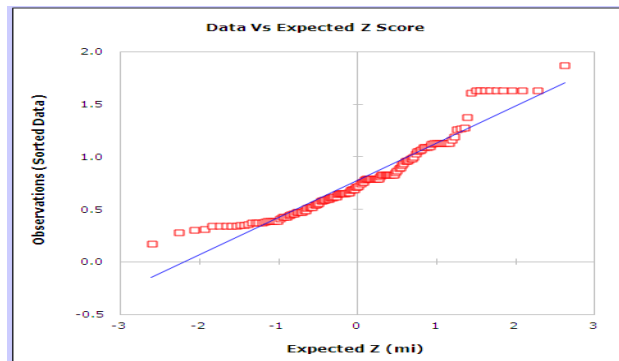


Fig 31.

Distribution des valeurs de la variable triglycérides chez la souche Arbor Acres.

- La distribution des taux plasmatiques des protéines totales chez la souche Arbor Acres est plus importante dans les valeurs situées entre 24.00 et 36.00 g/L soit 60 % de l'effectif, le pic est atteint entre 28.70 et 32.00 g/L soit 22.85 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de l'ASAT chez la souche Arbor Acres est plus élevée dans les valeurs comprises entre 204 et 257 UI/L soit 61.42 % de l'effectif, le pic est atteint entre 204 et 230 UI/L soit 36.42 % de l'effectif.

- La distribution des taux plasmatiques de glucose chez la souche Arbor Acres présente un pic entre 2.27 et 2.62 g/L soit 37.14 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de cholestérol chez la souche Arbor Acres présente un pic entre 1.06 et 1.22 g/L soit 26.42 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques en triglycérides chez la souche Arbor Acres est plus élevée dans les valeurs comprises entre et 0.34 et 0.83 g/L soit 65 % de l'effectif, et présente un pic entre 0.34 et 0.49 g/L soit 22.85 % de l'effectif.

3.1.1.2.4 Test de Shapiro-Wilk

Tab XLVII.

Interprétation des résultats du S-W pour les paramètres hépatiques chez la souche Arbor Acres.

	PT	ASAT	GLU	CHOL	TRIGLY
w-statistics	0.97	0.84	0.94	0.91	0.92
p-value	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05
Seuil choisi	0.05	0.05	0.05	0.05	0.05
Conclusion	Rejetée	Rejetée	Rejetée	Rejetée	Rejetée

La normalité est rejetée pour tous les paramètres hépatiques chez la souche Arbor Acres, car la p-value est inférieure au seuil choisi de 0.05.

3.1.2 Les paramètres rénaux

3.1.2.1 Chez la souche Isa 15

3.1.2.1.1 Statistique descriptive

Tab XLVIII.

Statistique descriptive des variables urée, créatinine, et acide urique chez la souche Isa 15.

	UREE	CREATININE	ACIDE URIQUE
Moyenne	0.04	2.46	40.27
Dev.std	0.002	0.37	16.25
Erreur.std	0.001	0.03	1.37
Nombre	140	139	140
Minimum	0.04	2.00	16.00
Maximum	0.06	3.42	91.00
Asymétrie	11.70	0.14	0.81
Aplatissement	135.00	-1.10	0.49
Médiane	0.04	2.49	39.90
Interquartile	0.00	0.37	22.50
Mode	0.04	2.00	22.70

3.1.2.1.2 Histogrammes de fréquence

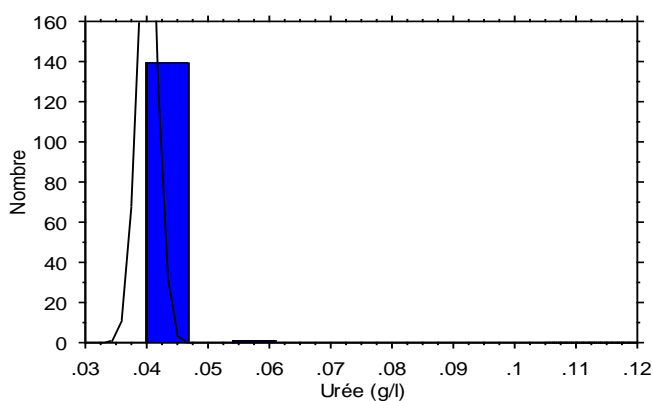


Fig 32.

Distribution en urée chez la souche Isa 15.

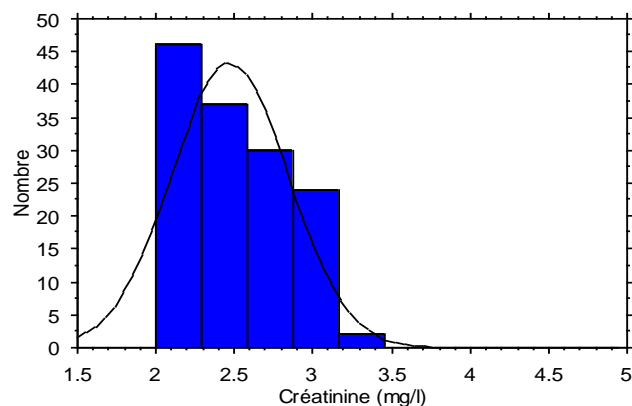


Fig 33.

Distribution en créatinine chez la souche Isa 15.

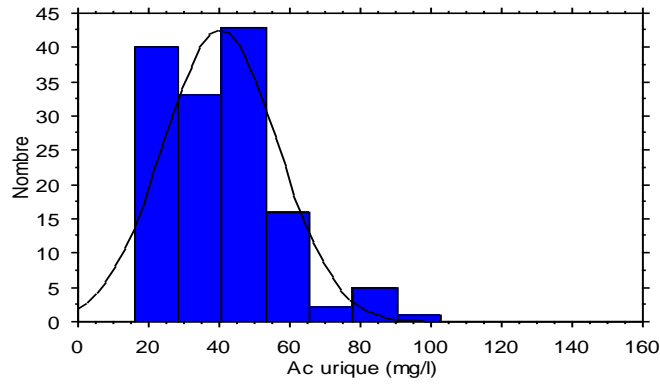


Fig 34.

Distribution en acide urique chez la souche Isa 15.

3.1.2.1.3 Droites de Henry

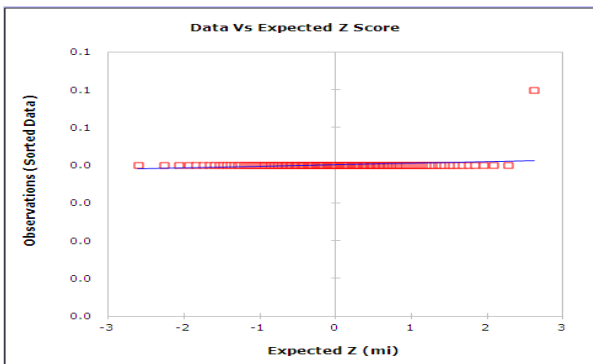


Fig 35.

Distribution des valeurs de la variable urée chez la souche Isa 15.

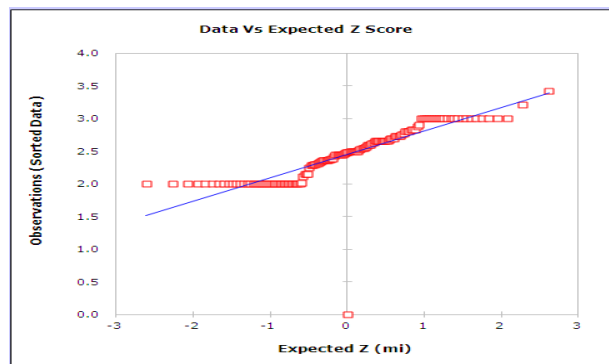


Fig 36.

Distribution des valeurs de la variable créatinine chez la souche Isa 15.

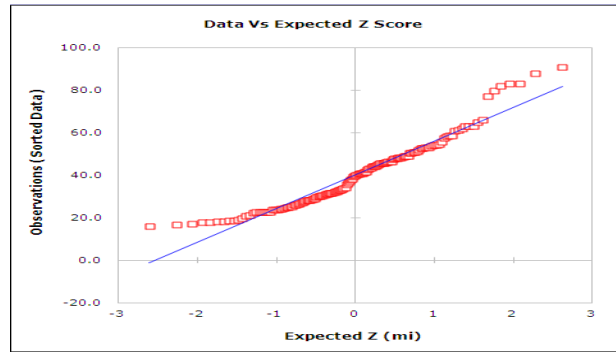


Fig 37.

Distribution des valeurs de la variable acide urique chez la souche Isa 15.

- La distribution des valeurs plasmatiques de l'urée a démontré chez la souche Isa 15 un pic à 0.04g/L soit 99.28% de l'effectif.
- La distribution des valeurs plasmatiques de créatinine chez la souche Isa 15 est plus importante dans les valeurs comprises entre 2.00 et 2.59 g/L soit 60 % de l'effectif, avec un pic entre 2.00 et 2.29 mg/L soit 32.85 % de l'effectif.
- La distribution des valeurs de l'acide urique chez la souche Isa 15 est plus importante dans les valeurs comprises entre 16.00 et 53.00 mg/L soit 82.85 % de l'effectif avec un pic entre 40.80 et 53.00 mg/L soit 30.71 % de l'effectif.

3.1.2.1.4 Test de Shapiro-Wilk

Tab XLIX.

Interprétation des résultats du S-W pour les paramètres rénaux chez la souche Isa 15.

	UREE	CREATININE	ACIDE URIQUE
w-statistics	0.05	0.90	0.94
p-value	<0.05	<0.05	<0.05
Seuil choisi	0.05	0.05	0.05
Conclusion	Rejetée	Rejetée	Rejetée

La normalité est rejetée pour tous les paramètres rénaux chez la souche Isa 15, car la p-value est inférieure au seuil choisi de 0.05.

3.1.2.2 Chez la souche Arbor Acres

3.1.2.2.1 Statistique descriptive

Tab L.

Statistique descriptive des variables urée, créatinine, et acide urique chez la souche Arbor Acres.

	UREE	CREATININE	ACIDE URIQUE
Moyenne	0.04	2.49	70.12
Dev.std	0.018	0.51	26.21
Erreur.std	0.001	0.04	2.21
Nombre	140	140	140
Minimum	0.04	2.00	22.00
Maximum	0.11	4.91	139.80
Asymétrie	2.11	1.09	0.26
Aplatissement	2.62	2.10	-0.59
Médiane	0.04	2.39	68.65
Interquartile	0.00	1.00	47.65
Mode	0.04	2.00	96.00

3.1.2.2.2 Histogrammes de fréquence

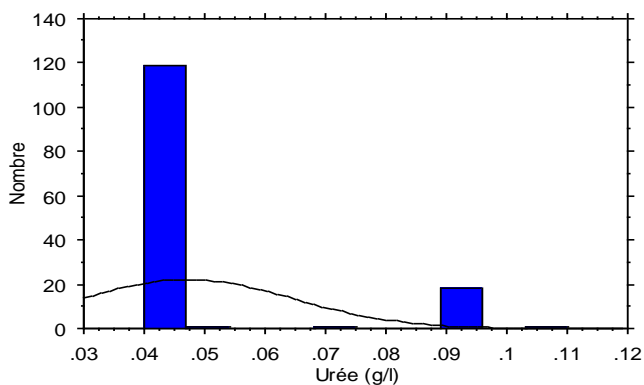


Fig 38.

Distribution en urée chez la souche Arbor Acres.

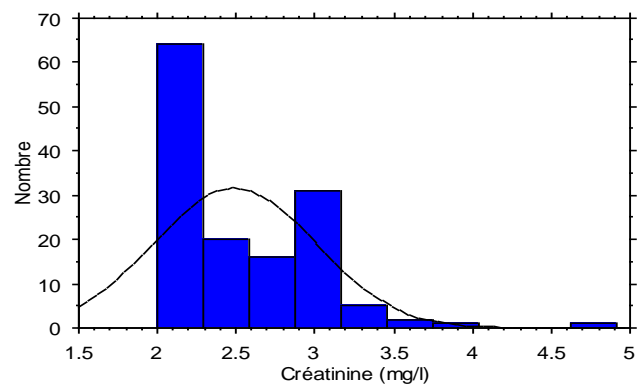


Fig 39.

Distribution en créatinine chez la souche Arbor Acres.

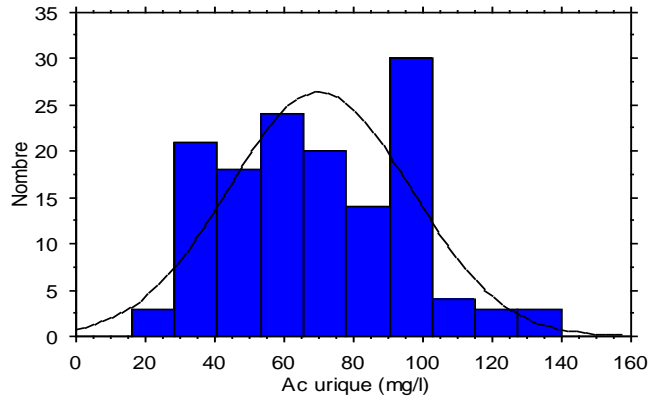


Fig 40.

Distribution en acide urique chez la souche Arbor Acres.

3.1.2.2.3 Droites de Henry

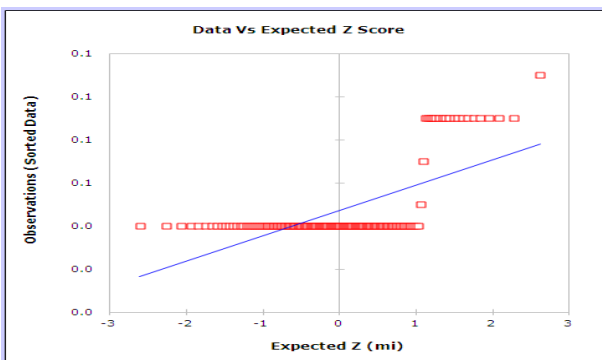


Fig 41.

Distribution des valeurs de la variable urée chez la souche Arbor Acres.

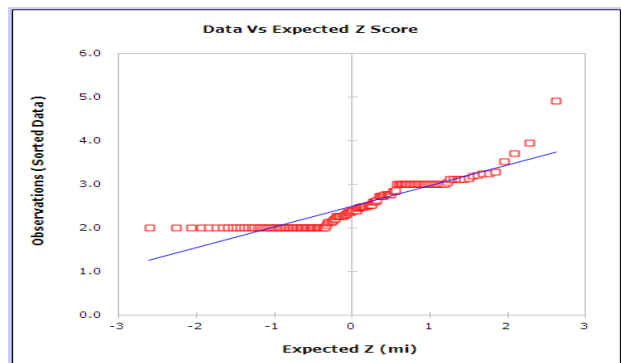


Fig 42.

Distribution des valeurs de la variable créatinine chez la souche Arbor Acres.

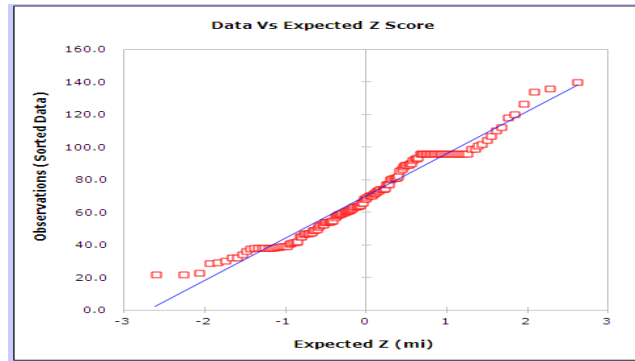


Fig 43.

Distribution des valeurs de la variable acide urique chez la souche Arbor Acres.

- La distribution des valeurs plasmatiques de l'urée a démontré chez la souche Arbor Acres un pic à 0.04g/L soit 85 % de l'effectif.
- La distribution des valeurs plasmatiques de créatinine a présenté chez la souche Arbor Acres un pic entre 2.00 et 2.28 mg/L soit 45.71 % de l'effectif.
- La distribution des valeurs plasmatiques de l'acide urique chez la souche Arbor Acres est plus importante dans les valeurs comprises entre 28.50 et 104.50 mg/L soit 91.42 % de l'effectif avec un pic entre 92.20.80 et 104.50 mg/L soit 22.14 % de l'effectif.

3.1.2.2.4 Test de Shapiro-Wilk

Tab LI.

Interprétation des résultats du S-W pour les paramètres rénaux chez la souche Arbor Acres.

	UREE	CREATININE	ACIDE URIQUE
w-statistics	0.43	0.83	0.96
p-value	<0.05	<0.05	<0.05
Seuil choisi	0.05	0.05	0.05
Conclusion	Rejetée	Rejetée	Rejetée

La normalité est rejetée pour tous les paramètres rénaux chez la souche Arbor Acres, car la p-value est inférieure au seuil choisi de 0.05.

3.1.3 Ionogramme

3.1.3.1 Chez la souche Isa 15

3.1.3.1.1 Statistique descriptive

Tab LII.

Statistique descriptive des variables sodium, potassium, chlore, calcium, phosphore, et magnésium chez la souche Isa 15.

	Na	K	Cl	Ca	P	Mg
Moyenne	146.86	5.14	113.25	98.67	60.39	22.15
Dev.std	5.14	0.93	4.84	15.26	10.72	3.97
Erreur.std	0.43	0.07	0.40	1.29	0.90	0.33
Nombre	140	140	140	140	140	140
Minimum	122.00	3.20	90.00	36.80	16.50	15.50
Maximum	159.00	8.30	122.00	118.40	83.00	36.00
Asymétrie	-2.36	1.08	-2.03	-1.86	-2.10	1.17
Aplatissement	9.03	3.16	6.23	3.20	5.88	1.40
Médiane	147.00	5.09	114.25	102.15	62.85	21.80
Interquartile	3.00	0.67	5.00	8.50	7.00	4.80
Mode	146.00	5.40	115.00	68.80	64.50	24.20

3.1.3.1.2 Histogrammes de fréquence

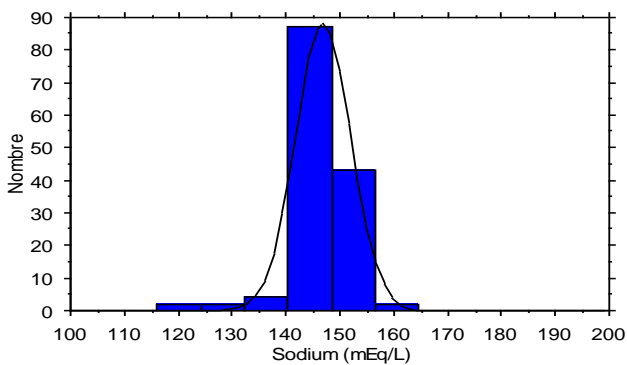


Fig 44.

Distribution en Sodium chez la souche Isa 15.

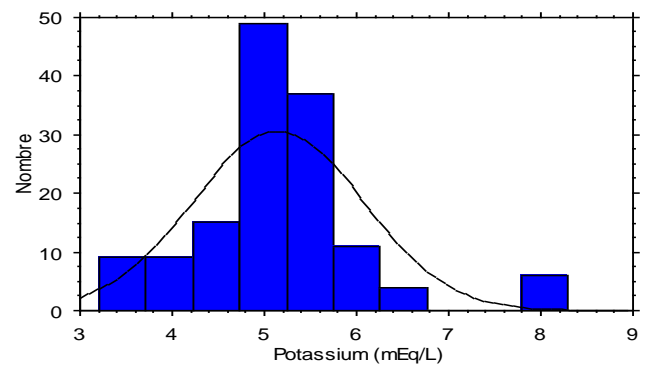


Fig 45.

Distribution en Potassium chez Isa 15.

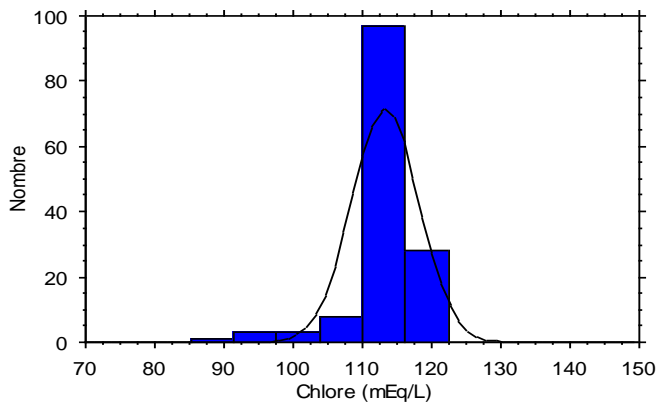


Fig 46.

Distribution en Chlore chez la souche Isa 15.

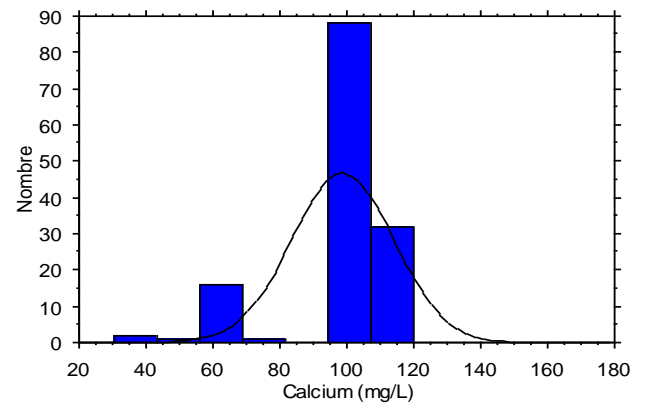


Fig 47.

Distribution en Calcium chez
la souche Isa 15.

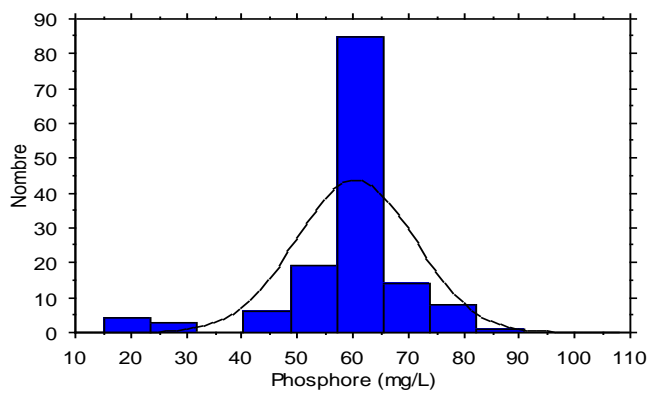


Fig 48.

Distribution en Phosphore chez la souche Isa 15.

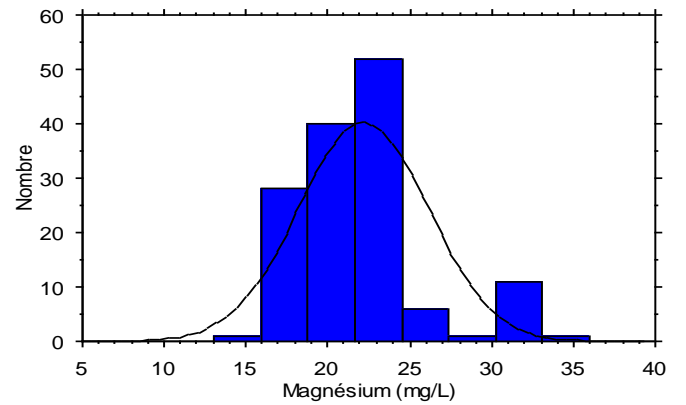


Fig 49.

Distribution en Magnésium chez
la souche Isa 15.

3.1.3.1.3 Droites de Henry

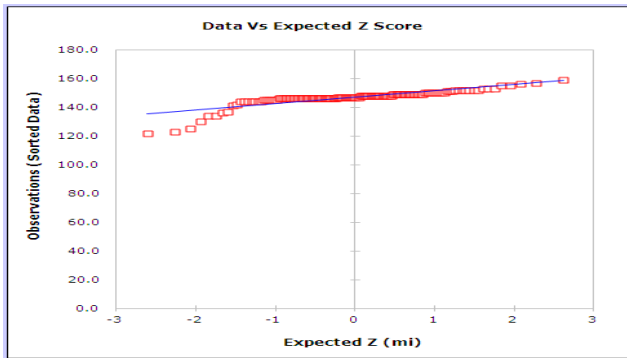


Fig 50.

Distribution des valeurs de la variable Sodium chez la souche Isa 15.

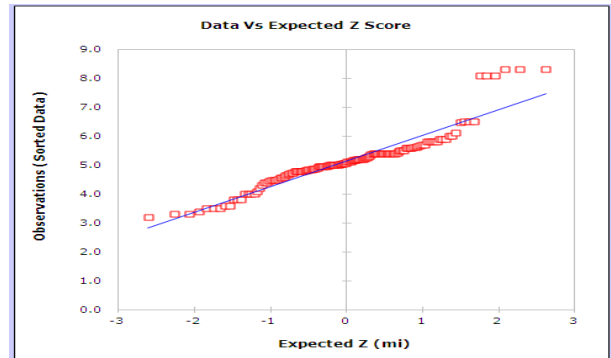


Fig 51.

Distribution des valeurs de la variable Potassium chez la souche Isa 15.

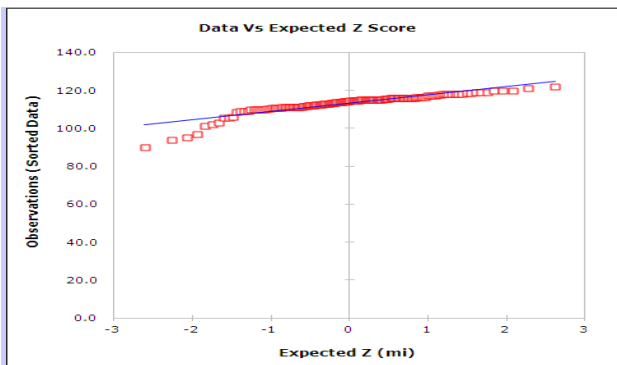


Fig 52.

Distribution des valeurs de la variable Chlore chez la souche Isa 15.

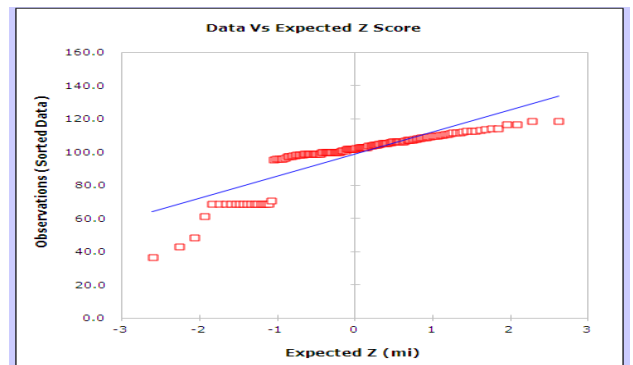


Fig 53.

Distribution des valeurs de la variable Calcium chez la souche Isa 15.

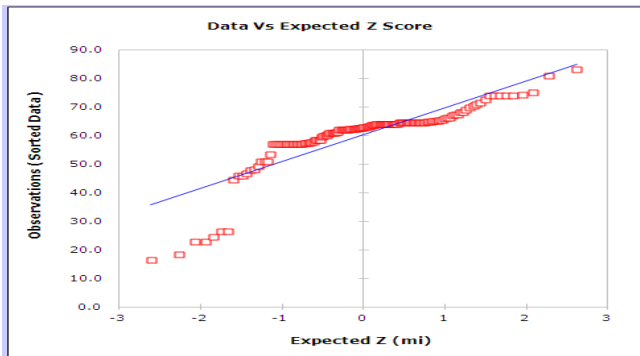


Fig 54.

Distribution des valeurs de la variable Phosphore
chez la souche Isa 15.

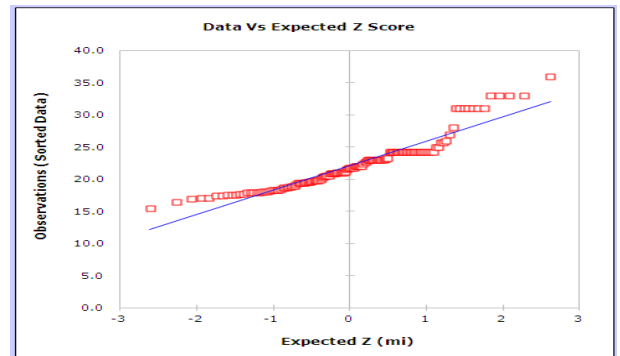


Fig 55.

Distribution des valeurs de la variable
Magnésium chez la souche Isa 15.

- La distribution des taux plasmatiques de Sodium a démontré chez la souche Isa 15 un pic entre 141.00 et 148.00 mEq/L soit 62.14 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de Potassium chez la souche Isa 15 est plus importante dans les valeurs situées entre 4.72 et 5.70 mEq/L soit 62.14 % de l'effectif, avec un pic entre 4.72 et 5.21 mEq/L soit 35 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de chlore a illustré chez la souche Isa 15 un pic entre 110.00 et 116.00 mEq/L soit 69.28 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de calcium a démontré chez la souche Isa 15 un pic entre 95.40 et 107.20 mg/L soit 61.42 %.
- La distribution des taux plasmatiques de phosphore a révélé chez la souche Isa 15 un pic entre 57.00 et 64.5 mg/L soit 60.71 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de Magnésium chez la souche Isa 15 est plus élevée dans les valeurs comprises entre 18.80 et 24.20 mg/L soit 65.71 % de l'effectif avec un pic entre 21.80 et 24.20 mg/L soit 37.14 % de l'effectif.

3.1.3.1.4 Test de Shapiro-Wilk

Tab LIII.

Interprétation des résultats du S-W pour l'ionogramme chez la souche Isa 15.

	Na	K	Cl	Ca	P	Mg
w-statistics	0.74	0.88	0.83	0.75	0.76	0.89
p-value	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05
Seuil choisi	0.05	0.05	0.05	0.05	0.05	0.05
Conclusion	Rejetée	Rejetée	Rejetée	Rejetée	Rejetée	Rejetée

La normalité est rejetée pour tous les paramètres du ionogramme chez la souche Isa 15, parce que la p-value est inférieure au seuil choisi de 0.05.

3.1.3.2 Chez la souche Arbor Acres

3.1.3.2.1 Statistique descriptive

Tab LIV.

Statistique descriptive des variables sodium, potassium, chlore, calcium, phosphore, et magnésium chez la souche Arbor Acres.

	Na	K	Cl	Ca	P	Mg
Moyenne	147.32	5.03	111.05	98.50	57.89	19.21
Dev.std	9.88	0.81	7.47	24.21	14.24	4.99
Erreur.std	0.83	0.06	0.63	2.04	1.20	0.42
Nombre	140	140	140	140	140	140
Minimum	108.00	3.20	79.00	30.70	15.10	7.30
Maximum	189.00	6.39	141.00	158.60	99.20	35.60
Asymétrie	-0.59	-0.51	-0.56	-1.08	-1.11	-0.56
Aplatissement	6.62	-0.52	7.14	0.99	1.71	1.78
Médiane	147.00	5.13	111.40	105.40	62.05	19.75
Interquartile	6.00	1.29	3.70	16.30	10.95	3.40
Mode	147.00	5.78	110.00	110.00	64.50	21.00

3.1.3.2.2 Histogrammes de fréquence

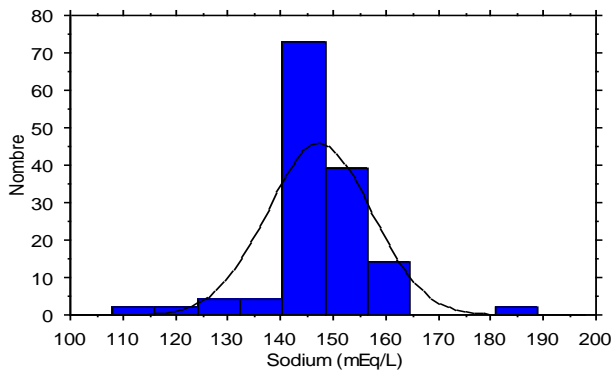


Fig 56.

Distribution en Sodium chez la souche Arbor Acres.

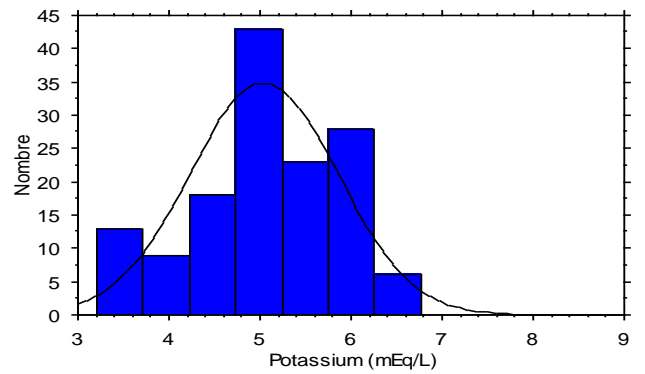


Fig 57.

Distribution en Potassium chez la souche Arbor Acres.

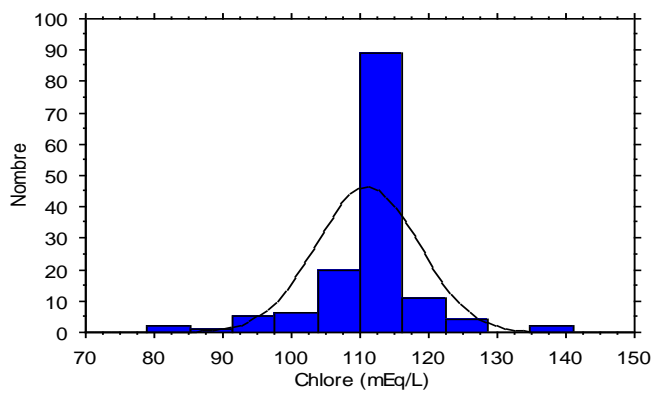


Fig 58.

Distribution en Chlore chez la souche Arbor Acres.

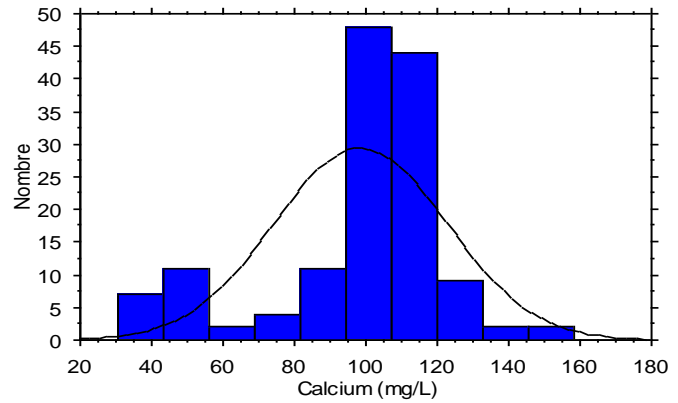


Fig 59.

Distribution en calcium chez la souche Arbor Acres.

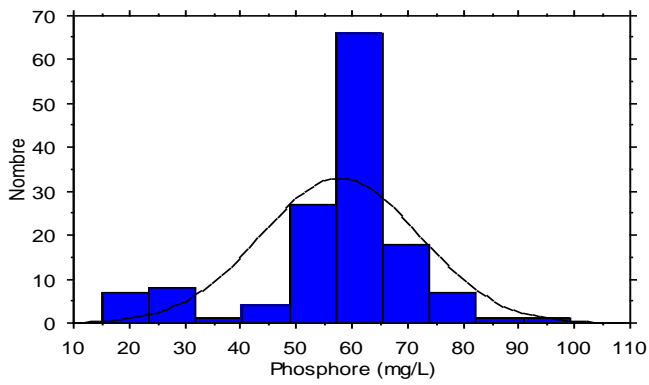


Fig 60.

Distribution en phosphore chez la souche Arbor Acres.

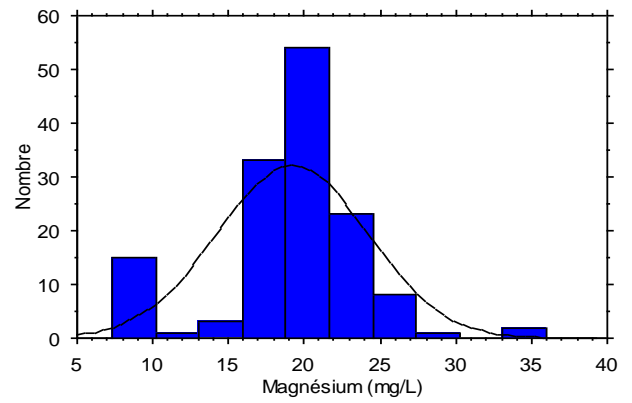


Fig 61.

Distribution en Magnésium chez la souche Arbor Acres.

3.1.3.2.3 Droites de Henry

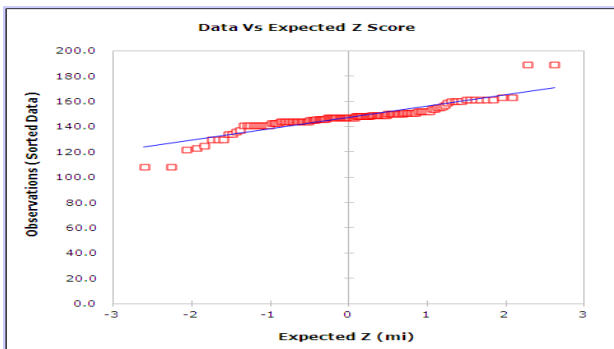


Fig 62.

Distribution des valeurs de la variable Sodium chez la souche Arbor Acres.

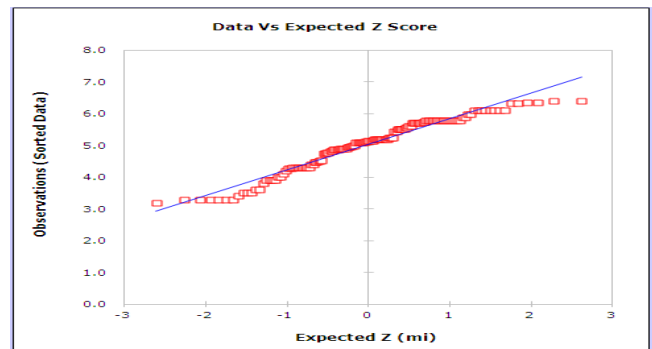


Fig 63.

Distribution des valeurs de la variable Potassium chez la souche Arbor Acres.

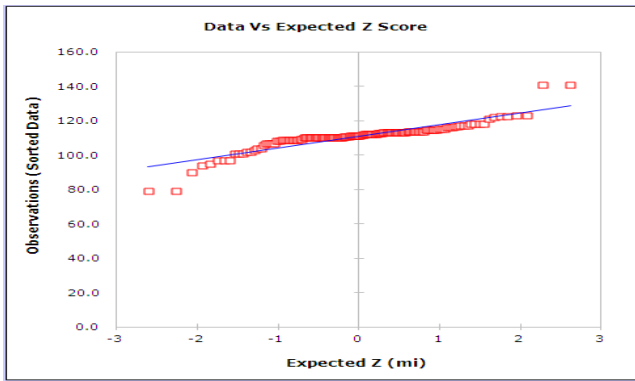


Fig 64.

Distribution des valeurs de la variable Chlore
chez la souche Arbor Acres.

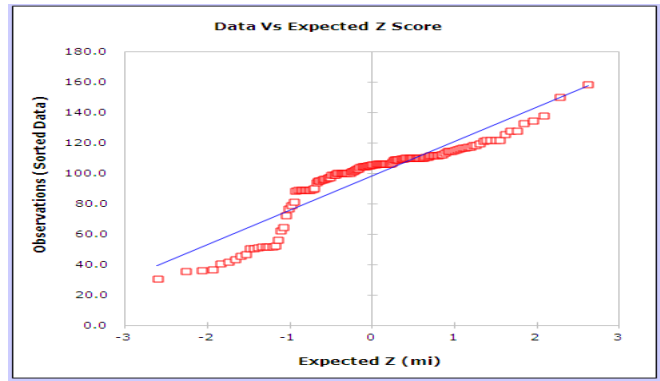


Fig 65.

Distribution des valeurs de la variable
Calcium chez la souche Arbor Acres.

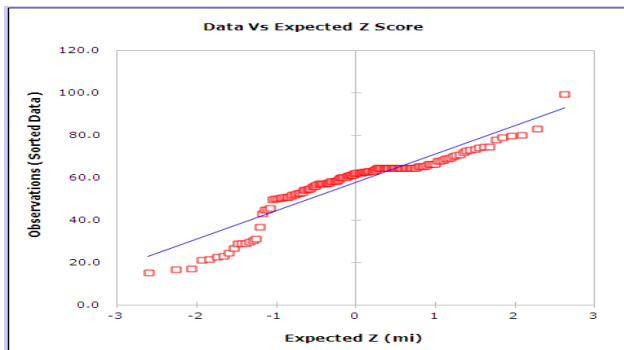


Fig 66.

Distribution des valeurs de la variable Phosphore
chez la souche Arbor Acres.

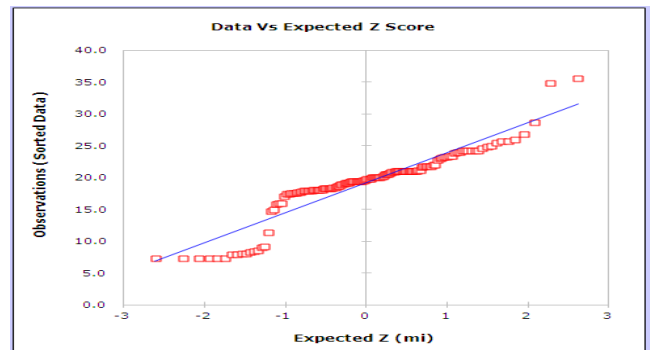


Fig 67.

Distribution des valeurs de la variable
Magnésium chez la souche Arbor Acres.

- La distribution des taux plasmatiques de Sodium a démontré chez la souche Arbor Acres un pic entre 141.00 et 148.00 mEq/L soit 52.14 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de Potassium chez la souche Arbor Acres a démontré un pic entre 4.77 et 5.25 mEq/L soit 32.14 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de chlore a révélé chez la souche Arbor Acres un pic entre 110.00 et 116.00 mEq/L soit 62.14 % de l'effectif.

- La distribution des taux plasmatiques de Calcium chez la souche Arbor Acres est plus importante dans les valeurs situées entre 95.20 et 119.50 mg/L soit 65.71 %, avec un pic entre 95.20 et 107.00 mg/L soit 34.28 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de Phosphore a démontré chez la souche Arbor Acres un pic entre 57.00 et 65.2 mg/L soit 47.85 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques de Magnésium chez la souche Arbor Acres est plus élevée dans les valeurs comprises entre 16.00 et 21.70 mg/L soit 62.85 % de l'effectif avec un pic entre 18.90 et 21.70 mg/L soit 38.57 % de l'effectif.

3.1.3.2.4 Test de Shapiro-Wilk

Tab LV.

Interprétation des résultats du S-W pour l'ionogramme chez la souche Arbor Acres.

	Na	K	Cl	Ca	P	Mg
w-statistics	0.83	0.95	0.81	0.86	0.87	0.88
p-value	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05	<0.05
Seuil choisi	0.05	0.05	0.05	0.05	0.05	0.05
Conclusion	Rejetée	Rejetée	Rejetée	Rejetée	Rejetée	Rejetée

La normalité est rejetée pour tous les paramètres du ionogramme chez la souche Arbor Acres, parce que la p-value est inférieure au seuil choisi de 0.05.

3.1.4 La sidérémie

3.1.4.1 Statistique descriptive

Tab LVI.

Statistique descriptive de la variable fer chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.

	Souche Isa 15	Souche Arbor Acres
Moyenne	88.29	87.59
Dev.std	29.72	27.40
Erreur.std	2.51	2.31
Nombre	140	140
Minimum	23.00	21.00
Maximum	176.00	161.00
Asymétrie	-0.16	-0.36
Aplatissement	-0.21	0.26
Médiane	92.50	93.00
Interquartile	43.00	24.50
Mode	124	100.00

3.1.4.2 Histogrammes de fréquence

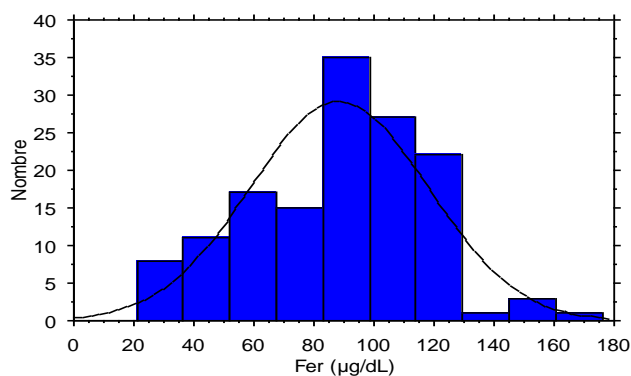


Fig 68.

Distribution en fer chez la souche Isa 15.

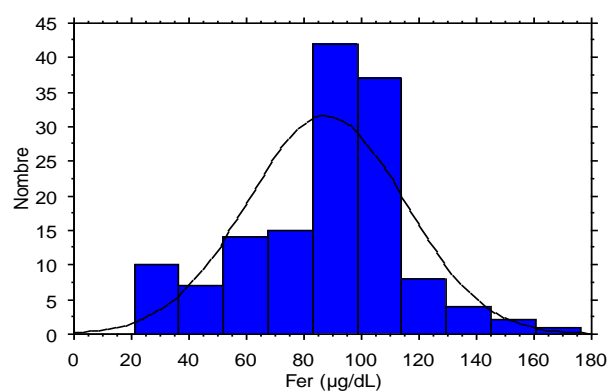


Fig 69.

Distribution en fer chez Arbor Acres.

3.1.4.3 Droites de Henry

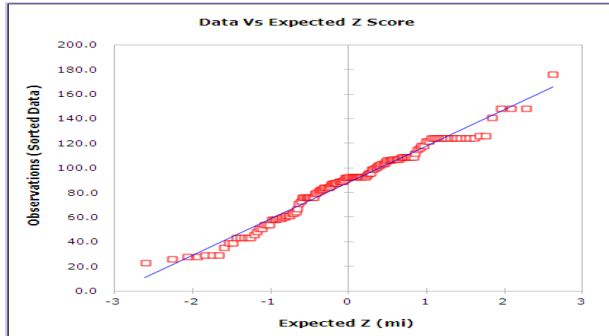


Fig 70.

Distribution des valeurs de la variable fer chez la souche Isa 15.

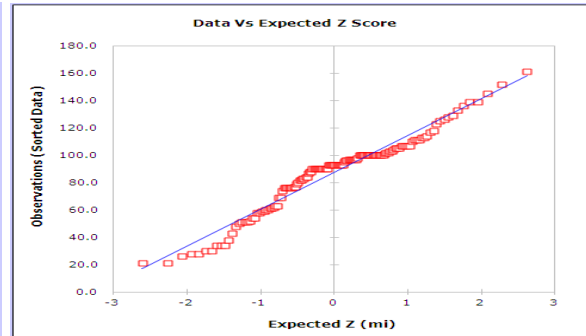


Fig 71.

Distribution des valeurs de la variable fer chez la souche Arbor Acres.

- La distribution des taux plasmatiques du Fer chez la souche Isa 15 est plus élevée dans les valeurs comprises entre 84.00 et 126.00 $\mu\text{g/dL}$ soit 59.28 % de l'effectif avec un pic entre 84.00 et 99.00 $\mu\text{g/dL}$ soit 25.71 % de l'effectif.
- La distribution des taux plasmatiques du Fer chez la souche Arbor Acres est plus importante dans les valeurs comprises entre 83.00 et 114.00 $\mu\text{g/dL}$ soit 57.14 % de l'effectif avec un pic entre 83.00 et 98.00 $\mu\text{g/dL}$ soit 30 % de l'effectif.

3.1.4.4 Test de Shapiro-Wilk

Tab LVII.

Interprétation des résultats du S-W pour la sidérémie chez Isa 15 et Arbor Acres.

	Souche Isa 15	Souche Arbor Acres
w-statistics	0.97	0.95
p-value	<0.05	<0.05
Seuil choisi	0.05	0.05
Conclusion	Rejetée	Rejetée

La normalité est rejetée pour la sidérémie chez la souche Isa 15 et chez la souche Arbor Acres, parce que la p-value est inférieure au seuil choisi de 0.05.

3.1.5 La thyroxine libre

3.1.5.1 Statistique descriptive

Tab LVIII.

Statistique descriptive de la variable thyroxine libre (fT4) chez le poulet de chair
(souche Isa 15 et Arbor Acres).

Moyenne	18.66
Dev.std	3.06
Erreur.std	0.39
Nombre	60
Minimum	11.61
Maximum	28.84
Asymétrie	0.01
Aplatissement	1.18
Médiane	18.60
Interquartile	3.79
Mode	19.37

3.1.5.2 Histogramme de fréquence

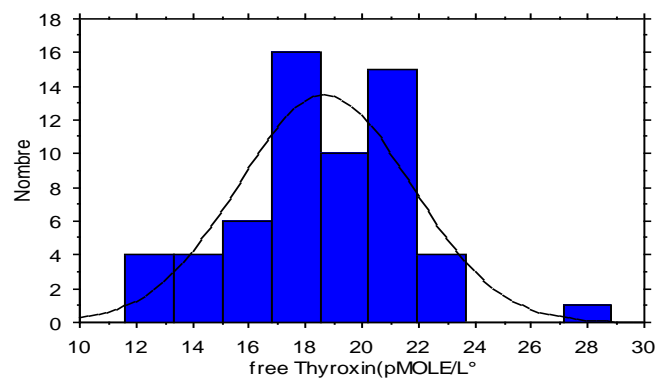


Fig 72.

Distribution en thyroxine libre chez le poulet de chair (souche Isa 15 et Arbor Acres).

3.1.5.3 Droite de Henry

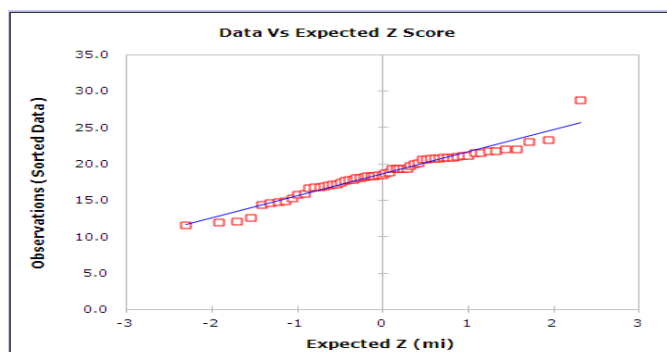


Fig 73.

Distribution des valeurs de la variable thyroxine libre chez le poulet de chair (souche Isa 15 et Arbor Acres).

- La distribution des taux plasmatiques de la thyroxine libre chez le poulet de chair est plus importante dans les valeurs comprises entre 16.96 et 22.06 pMol/L soit 71.66 % de l'effectif avec un pic entre 16.96 et 18.44 pMol/L soit 26.66 % de l'effectif.

3.1.5.4 Test de Shapiro-Wilk

Tab LIX.

Interprétation des résultats du S-W pour la thyroxine libre chez le poulet de chair (souche Isa 15 et Arbor Acres).

w-statistics	0.96
p-value	>0.05
Seuil choisi	0.05
Conclusion	Acceptée

La normalité de la distribution des valeurs de la thyroxine libre chez le poulet de chair a été retenue puisque la p-value est supérieure au seuil choisi de 0.05.

3.2 INTERPRETATION

3.2.1 Biais pouvant influencer les résultats

L'ignorance du risque viral, bactérien, ou parasitaire peut être à l'origine de biais sur les résultats obtenus dans cette étude. Le fait est qu'aucun problème particulier signalé au niveau des deux élevages (mortalité anormale, problèmes respiratoires, diarrhées suspectes), laisse penser qu'il n'y avait pas de maladies intercurrentes.

L'hémolyse peut constituer un biais important puisqu'elle peut faire varier les concentrations de plusieurs paramètres biochimiques en les augmentant ou en les abaissant. Ce biais a été limité en rejetant de l'analyse les tubes présentant une hémolyse visible (coloration rouge ou brune des plasmas).

La lipémie peut également être une source de variation dans les résultats. Ce biais est contrôlé par l'observation de la coloration des plasmas qui a montré qu'ils étaient tous transparents.

Le traitement différé des échantillons peut aussi constituer un biais non négligeable, qui a été limité en effectuant tous les dosages immédiatement après les prélèvements, sauf la thyroxine libre pour laquelle les prélèvements ont d'abord été congelés puis analysés dans les deux mois.

3.2.2 Applicabilité de l'étude

Cette étude, même si elle présente des limites a l'avantage de reproduire les conditions du terrain auxquelles les vétérinaires praticiens sont généralement confrontés. Les deux souches de poulet de chair sont celles qui sont le plus importées dans notre pays, quand aux conditions d'élevage elles sont représentatives des méthodes d'élevage utilisées dans nos exploitations avicoles incluant l'aliment qui est un aliment standard fourni par l'Office National de l'Aliment du Bétail (ONAB).

3.2.3 Taille de l'échantillon

La taille de l'échantillon ne varie pas selon le paramètre pris en considération, sauf pour la thyroxine libre (ou nous nous sommes limités à 60 poulets), le nombre d'individus de l'échantillon a été de 140 pour tous les paramètres considérés chez la souche Isa 15, et chez la souche Arbor Acres. L'échantillon compte plus que les 120 individus nécessaires cités en début de cette partie, ce qui est satisfaisant en termes de précision du résultat obtenu.

Afin de proposer des intervalles de références exploitables concernant la thyroxine libre, nous avons été obligés de considérer les deux souches ensemble pour compter au moins 60 individus dans notre échantillon.

3.2.4 Proportions de données exploitables

Une valeur aberrante concernant la créatinémie chez la souche Isa 15 a été retirée de l'analyse statistique.

Les teneurs obtenues pour la bilirubine totale et l'activité de l'ALAT, n'ont pas été exploitées pour la détermination d'intervalles de référence. Ces valeurs ont toutes été basses, égales à 1.80mg/L pour la bilirubine totale, et à 6 UI/L pour l'activité de l'ASAT, elles n'ont subi aucune fluctuation tout au long de l'expérimentation.

3.2.5 Type de distribution et détermination des intervalles de référence

La détermination de l'intervalle de référence pour une variable biochimique dépend de sa distribution. Le coefficient d'asymétrie, le coefficient d'aplatissement, les valeurs de la moyenne, médiane et mode des différents histogrammes, les droites de Henry, ainsi que le test Shapiro-Wilk reflètent si une distribution est gaussienne ou non. Si la distribution est gaussienne, l'intervalle de référence proposé sera donné par l'intervalle [5ème percentile - 95ème percentile] des valeurs mesurées sur l'ensemble des animaux pour chaque paramètre.

Si la distribution n'est pas gaussienne, l'intervalle de référence proposé sera donné par l'intervalle [2.5ème percentile – 97.5ème percentile] des valeurs mesurées sur l'ensemble des animaux pour chaque paramètre.

L'intervalle interquantile est maintenant couramment utilisé. Conventionnellement, on admet que l'intervalle de référence interquantile contient une proportion $\beta = 0,95$ de la population de référence ; il est déterminé par les quantiles $x_{0,025}$ et $x_{0,975}$ qui correspondent aux limites de référence. Il s'agit donc d'intervalles symétriques puisque 2,5 % des valeurs sont exclues de part et d'autre de l'intervalle. Chaque quantile doit être affecté d'un intervalle de confiance à un niveau de signification donné (par exemple 0,90), variable suivant la taille de l'échantillon. L'estimation des quantiles peut se faire par des méthodes paramétriques ou non paramétriques. Les méthodes paramétriques supposent que les valeurs de référence proviennent d'une distribution de Laplace-Gauss (normale). Elles sont très peu utilisées en biologie, puisque les distributions sont le plus souvent dissymétriques (Henny et al., 2001).

Excepté pour la thyroxine, tous les intervalles de références proposés pour les variables mesurées chez les deux souches de poulet de chair étudiées sont donnés par l'intervalle [2.5ème percentile – 97.5ème percentile], puisque la normalité de la distribution de ces variables n'a pu être établie pour aucune d'entre elles : nuages de points non alignés sur les droites de Henry, et valeur de p (p-value) toujours inférieure au seuil choisi qui était de 0.05. L'intervalle de référence proposé pour la thyroxine libre est donné par l'intervalle gaussien, puisque la normalité de la distribution des valeurs de ce paramètre a pu être établie. Nous nous sommes essentiellement basés sur l'alignement des points sur la droite de Henry (Figure 73) et surtout sur la valeur de p supérieure au seuil choisi de 0.05 (Tableau LIX). La taille de l'échantillon est donc satisfaisante en termes de précision du résultat, puisqu'il faut 60 individus lorsque les données suivent une distribution gaussienne.

Deux règles gouvernent l'écriture d'un résultat, la première est que tout chiffre figurant dans l'expression du résultat doit avoir une signification. Ce qui veut dire que le nombre de décimales est fonction de l'écart-type : pour un écart-type de l'ordre de l'unité, on ne met pas de chiffre après la virgule, pour un écart-type de l'ordre du dixième d'unité, on met un chiffre après la virgule, et ainsi de suite. La deuxième règle est qu'il est inutile d'exprimer un résultat avec une précision qui excède les nécessités du diagnostic (Audigié et al., 1992). Tous les intervalles sont donnés suivis de deux décimales après la virgule.

3.2.6 Comparaisons avec les intervalles de référence de la littérature

Les intervalles de référence issues de la littérature sont rassemblées dans les tableaux VII à XXII (partie bibliographique). D'une manière générale, les différences qui peuvent s'observer entre les intervalles de référence tirés de la littérature et ceux que nous avons tenté d'établir peuvent s'expliquer pour plusieurs raisons.

D'abord les critères d'inclusion des animaux dans les études ne sont pas identiques. Le nom de la souche n'est pas spécialement spécifié, l'âge non plus, et puis le nombre d'animaux prélevés est aussi une différence puisque la précision est d'autant plus grande que l'échantillon est grand.

A la lecture de ces tableaux, on se rend compte que les intervalles de référence établis dans la littérature il y a une vingtaine d'années sont généralement plus restrictifs que les intervalles de référence récents particulièrement pour le glucose, l'acide urique, les protéines totales, le cholestérol, le calcium, le magnésium, le phosphore et le chlore.

3.2.7 Variations physiologiques

3.2.7.1 L'âge

Les études concernant l'influence des facteurs biologiques autres que les maladies sur les concentrations sanguines des paramètres biochimiques chez le poulet de chair rapportent en général une influence marquée de l'âge, du régime alimentaire et de la souche.

Comme cela a été rapporté dans le cinquième chapitre, l'âge est l'un des facteurs les plus importants pouvant influencer sur les concentrations sériques des différents paramètres biochimiques chez le poulet de chair :

- Les teneurs plasmatiques en protéines totales, créatinine, ASAT, calcium, sodium, et chlore augmentent avec l'âge, les valeurs les plus faibles étant observées chez les animaux jeunes.
- Les teneurs plasmatiques en acide urique, cholestérol, triglycérides, phosphore, magnésium, potassium, et fer diminuent avec l'âge des oiseaux, les valeurs les plus faibles étant observées chez les animaux adultes.
- Le glucose sanguin a tendance à diminuer avec l'âge, puis à augmenter en fin de période d'engraissement.
- Les valeurs de la thyroxine libre ont tendance à augmenter avec l'âge chez les animaux sains.

3.2.7.2 La souche

La souche semble également être un facteur important pouvant avoir un effet sur les concentrations plasmatiques de certains paramètres biochimiques. Une différence significative entre les deux souches ($p < 0.05$) a été démontrée dans le cinquième chapitre pour la glycémie, l'uricémie, la créatinémie, la calcémie, la phosphorémie, la magnésémie, la chlorémie, et l'activité de l'ASAT.

Tab LX.

Intervalles de référence proposés pour les paramètres biochimiques chez la souche Isa 15.

Paramètre	Unité	Moyenne	Médiane	Ecart-type	Distribution	Intervalle de référence
Prot. totales	g/L	26.92	27.00	5.67	NG	10.65- 36.80
ASAT	UI/L	220.70	231.50	50.87	NG	60.50- 285
Glucose	g/L	2.21	2.34	0.50	NG	0.66- 2.74
Cholestérol	g/L	1.03	1.07	0.37	NG	0.25- 1.81
Triglycérides	g/L	0.65	0.61	0.25	NG	0.27- 1.16
Urée	g/L	0.04	0.04	0.002	NG	0.04
Créatinine	mg/L	2.46	2.49	0.37	NG	2.00-3.00
Acide urique	mg/L	40.27	39.90	16.25	NG	17.45-82.50
Sodium	mEq/L	146.86	147.00	5.14	NG	127.50- 155
Potassium	mEq/L	5.14	5.09	0.93	NG	3.35- 8.10
Chlore	mEq/L	113.25	114.25	4.84	NG	96.00-120.00
Calcium	mg/L	98.67	102.15	15.26	NG	54.70-115.60
Phosphore	mg/L	60.39	62.85	10.72	NG	22.75- 74.15
Magnésium	mg/L	22.15	21.80	3.97	NG	16.95- 33.00
Fer	µg/dL	88.29	92.50	29.72	NG	28.85- 147.73

Tab LXI.

Intervalles de référence proposés pour les paramètres biochimiques chez la souche Arbor Acres.

Paramètre	Unité	Moyenne	Médiane	Ecart-type	Distribution	Intervalle de référence
Prot. totales	g/L	27.78	28.95	8.24	NG	11.15- 43.45
ASAT	UI/L	212.50	224.00	50.98	NG	68.50- 288.50
Glucose	g/L	2.09	2.30	0.67	NG	0.75- 3.17
Cholestérol	g/L	1.11	1.20	0.40	NG	0.26- 1.62
Triglycérides	g/L	0.78	0.71	0.36	NG	0.31- 1.63
Urée	g/L	0.04	0.04	0.018	NG	0.04-0.09
Créatinine	mg/L	2.49	2.39	0.51	NG	2.00-3.61
Acide urique	mg/L	70.12	68.65	26.21	NG	25.75-123.25
Sodium	mEq/L	147.32	147.00	9.88	NG	122.50- 162.00
Potassium	mEq/L	5.03	5.13	0.81	NG	3.30- 6.34
Chlore	mEq/L	111.05	111.40	7.47	NG	92.00-122.90
Calcium	mg/L	98.50	105.40	24.21	NG	36.30-133.60
Phosphore	mg/L	57.89	62.05	14.24	NG	19.10- 79.40
Magnésium	mg/L	19.21	19.75	4.99	NG	7.30- 26.40
Fer	µg/dL	87.59	93.00	27.40	NG	27.00- 139.00

Tab LXII.

Intervalles de référence proposés pour la thyroxine libre chez le poulet de chair.

Paramètre	Unité	Moyenne	Médiane	Ecart-type	Distribution	Intervalle de référence
Thyroxine libre	pMol/L	18.66	18.60	3.06	Gaussienne	12.54-24.78

Discussion générale

La gestion des maladies chez la volaille est difficile. Il faut d'abord comprendre comment est ce qu'un processus pathologique peut modifier les fonctions organiques, surtout que chez ces espèces, les signes cliniques sont la plupart du temps discrets, et les examens biochimiques sont souvent nécessaires pour évaluer ces changements.

La biochimie couplée à l'examen physique de l'animal est la pierre angulaire de tout diagnostic médical, et le profil biochimique chez les espèces aviaires est particulièrement important, puisque celles-ci montrent souvent des signes cliniques minimes même lorsqu'elles sont gravement atteintes.

Le profil biochimique sanguin est donc souvent utilisé pour évaluer l'état de santé des animaux, cependant il y a un manque général d'études contrôlées visant à clarifier le sens des variations dans la biochimie sanguine des volailles par rapport à celle des mammifères domestiques. De nombreux troubles fonctionnels sont encore diagnostiqués aujourd'hui chez la volaille, sans qu'aucune explication physio-pathologique ne soit apportée. Cela rend l'interprétation des résultats dans ce cadre difficile. C'est pourquoi il est souvent nécessaire d'avoir recours à des examens complémentaires.

Déterminer correctement un profil biochimique nécessite la connaissance des sensibilités diagnostiques, spécifications des tests, intervalles de référence corrects, ainsi qu'une liste de pathologies qui pourraient induire les changements observés.

La complémentarité entre données cliniques, anamnèse, examen physique de l'animal, et tests biochimiques est essentielle pour établir un diagnostic.

Prélèvements et manipulation

La prise de sang chez la volaille s'effectue généralement à la face interne de l'aile, sur la veine alaire. Le volume sanguin circulant dans l'organisme représente environ 10% du poids de l'animal, et on peut prélever 2% de ce volume sanguin sans conséquence néfaste pour l'organisme du poulet de chair (Lumeij, 1997).

Le plasma aviaire est souvent préféré au sérum, d'un côté en raison d'un volume d'échantillon plus grand obtenu pour le plasma par rapport au sérum, et d'un autre côté parce que la formation de caillots dans le sang aviaire est souvent imprévisible et prolongée entraînant des

changements significatifs dans la concentration de certains analytes. Le plasma de la plupart des volailles est incolore, mais il peut être jaune à orange en raison de la présence de pigments caroténoïdes dans leur alimentation (zéaxanthine du maïs principalement).

De nombreux cliniciens préfèrent recueillir le sang aviaire à l'aide d'un anticoagulant, l'héparinate de lithium est l'anticoagulant de choix pour les analyses biochimiques chez la volaille.

Souvent la taille de l'échantillon prélevé à partir de petits patients (volaille à un jeune âge) n'est suffisante que pour quelques tests biochimiques plutôt qu'à un panel complet, par conséquent le clinicien devra décider quels tests seraient le plus bénéfiques à l'évaluation de l'état de santé de l'animal. Des analyseurs commerciaux plus modernes arrivent aujourd'hui à offrir des profils biochimiques sanguins avec une quantité minimale de sérum ou de plasma (0.5 ml) (Campbell, 2004).

L'hémolyse

L'hémolyse si elle est présente modifie le pH des réactions chimiques et interfère directement avec les dosages réalisés par spectrophotométrie. Ces interférences sont dues à la libération dans le sérum ou le plasma de constituants présents dans les globules rouges. Cette altération des échantillons peut apparaître fortuitement, l'hémolyse doit donc être surveillée visuellement, et tout échantillon dont la couleur vire au rose ou au rouge ne doit pas être utilisé pour le diagnostic (Preynat- Seauve et al., 2010). Pour de nombreuses méthodes, l'hémolyse augmente faussement l'ALAT, l'ASAT, la créatinine, le calcium, l'albumine, le potassium. Une fausse diminution des triglycérides peut également se produire. Le glucose, le magnésium, le phosphore, et le cholestérol peuvent être augmentés ou diminués selon les méthodes utilisées (Harr, 2006).

La lipémie

Un échantillon lipémique est un échantillon dont le sérum ou le plasma a un aspect trouble ou laiteux dû à l'augmentation des lipides. L'aspect lipémique d'un échantillon peut être significatif d'une anomalie du métabolisme des graisses. Un simple examen visuel de l'échantillon permet de détecter ces troubles (Preynat- Seauve et al., 2010).

La lipémie augmente faussement toutes les enzymes hépatiques, la bilirubine, le glucose, le calcium et le phosphore. Les protéines totales lorsqu'elles sont mesurées par réfractométrie seront faussement augmentées, mais la méthode de Biuret est peu affectée même par une

grave hyperlipidémie. L'albumine est généralement diminuée en utilisant la méthode au vert de bromocrésol (Harr, 2006).

Tests biochimiques sanguins en médecine des volailles

Les tests biochimiques sanguins qui semblent être les plus utiles à l'évaluation de l'état de santé des volailles comprennent : les protéines totales, le glucose, l'acide urique, l'aspartate aminotransférase, le calcium, le phosphore, le sodium, le potassium, le chlore, et l'électrophorèse des protéines sériques. Nous allons à travers cette discussion les passer en revue, en plus de tous les autres paramètres qui ont été dosés, et qui peuvent avoir un intérêt moins important en biochimie des volailles.

Evaluation de la fonction rénale

Chez la volaille, l'**urémie** est en général un piètre indicateur de la pathologie rénale. Elle est en effet présente en très petites quantités dans le plasma aviaire, et la détermination des niveaux plasmatiques d'urée est considérée comme ayant une faible valeur diagnostique. Néanmoins, de récentes études ont démontré une bonne corrélation entre l'augmentation des concentrations plasmatiques d'urée et l'apparition de maladies rénales chez le pigeon (Lumeij, 1987).

Chez les autres espèces aviaires, même si l'urémie a peu d'intérêt dans la détection de maladies rénales, elle peut être utilisée comme un indicateur sensible de déshydratation (Harris, 2009 ; Hochleithner, 2013).

La méthode de choix pour le dosage de l'urée chez la volaille est la méthode cinétique à l'uréase (Tietz, 1986).

La **créatinine** libérée dépend de la masse musculaire totale. Il existe une marge très mince entre les niveaux plasmatiques physiologiques et pathologiques de créatinine, et sa production est relativement constante, très peu affectée par le catabolisme protéique. Chez la plupart des espèces de volailles qui ont été investiguées, les intervalles de référence pour la créatinine se positionnent entre 0.001 et 0.004 g/L sans différence significative entre espèces, et se situent en dessous du seuil de détection de la plupart des analyseurs commerciaux, ce qui en fait un paramètre de faible valeur diagnostique (Harris, 2009 ; Hochleithner, 2013).

La méthode de Jaffé est la plus utilisée pour le dosage de la créatinine chez la volaille (Tietz, 1986).

L'**acide urique** est le produit principal du catabolisme azoté, essentiellement synthétisé par le foie (Chou, 1972). L'évaluation des concentrations d'acide urique dans le plasma ou le sérum est largement utilisée chez la volaille pour la détection de maladies rénales. Cependant, les différences entre les espèces aviaires dans la capacité du rein à compenser les dégâts avant que les niveaux d'acide urique soient élevés réduisent la valeur diagnostique de ce test. Toutefois, si des intervalles de références sont disponibles, l'hyperuricémie est un bon indicateur de la pathologie rénale, mais une uricémie normale ne garantit pas la bonne santé des reins. L'âge et l'alimentation semblent être les deux principaux facteurs pouvant influencer les concentrations sanguines d'acide urique chez la volaille (Clubb et al., 1990 ; Okumura et Tasaki, 1997). Les valeurs les plus élevées sont révélées chez les animaux jeunes. Une influence marquée de la souche a été rapportée dans le cinquième chapitre, et par Hartman et al. (2006) chez la dinde domestique.

La détermination enzymatique de l'acide urique par l'uricase est la méthode la plus répandue pour ce dosage chez la volaille (Tietz, 1986).

Evaluation de la fonction hépatique

Les concentrations plasmatiques en **protéines totales** des volailles sont en général inférieures à celles des mammifères. La méthode de Biuret est la méthode de choix pour la détermination des niveaux plasmatiques en protéines totales (Lumeij et al., 1990), ils peuvent également être dosés par réfractométrie chez la volaille (Andreasen et al., 1989 ; Lumeij et al., 1996). L'électrophorèse des protéines sériques fournit une évaluation précise de l'albumine plasmatique, ainsi que des autres protéines (Harris, 2009). Les variations physiologiques des concentrations plasmatiques des protéines totales doivent être dissociées des modifications pathologiques. L'âge et le stade de développement sont les deux facteurs qui influencent les concentrations sériques de ce paramètre avec des niveaux plus élevés chez les animaux adultes (Clubb et al., 1991).

L'**albumine** est la protéine la plus importante du plasma, principalement synthétisée par le foie. Sa fonction principale est le maintien de la pression oncotique indispensable à la bonne répartition des liquides entre les vaisseaux sanguins et les tissus ou le milieu interstitiel. La plupart des laboratoires vétérinaires utilisent le vert de Bromocrésol pour doser l'albumine plasmatique. Chez la volaille, cette dernière étant différente dans sa structure de l'albumine des mammifères, peut de ce fait se lier de façon diminuée à ce colorant. Nous avons pu démontrer dans le sixième chapitre que les valeurs de l'albumine plasmatique utilisant le vert

de Bromocrésol sont légèrement inférieures aux valeurs de ce paramètre dosé par électrophorèse des protéines sériques. Le pourpre de bromocrésol est un autre colorant utilisé pour le dosage de l'albumine sur des prélèvements de sang humains. A notre connaissance, il n'existe pas de travaux antérieurs sur le dosage de l'albumine aviaire utilisant ce colorant. Celui-ci aurait pu avoir une affinité différente pour sa liaison avec l'albumine, et fournir de ce fait une mesure plus précise de l'albumine aviaire et une meilleure acuité diagnostique. Harr. (2006) a suggéré une étude plus approfondie sur ce dosage. Cette étude nous l'avons entreprise dans le quatrième chapitre, et il en ressort que les valeurs de l'albuminémie sur des échantillons de plasma aviaires sont anormalement abaissées en utilisant le pourpre de Bromocrésol. Cette technique ne peut donc être validée chez la volaille, le pourpre de Bromocrésol se liant de façon non spécifique aux protéines des animaux (Kaplan et Pesce, 1989). Cette erreur de mesure a entraîné des valeurs d'albuminémie anormalement basses chez la volaille.

Les techniques colorimétriques permettent donc une mesure rapide et peu coûteuse de l'albuminémie, mais sont imprécises sur des prélèvements de plasma aviaire.

Les valeurs de l'albumine suivent celles des protéines totales, et les teneurs les plus élevées sont en général retrouvées chez les animaux adultes (Harr, 2006).

L'**ALAT** est présente dans le foie mais aussi dans le cœur, et le muscle. La valeur diagnostique spécifique de cette enzyme est faible chez la volaille. Dans de nombreux cas, les animaux présentant des lésions hépatiques graves ont une activité **ALAT** normale reflétant une faible activité de cette enzyme au niveau des cellules hépatiques. Chez la plupart des espèces aviaires, l'activité normale de l'**ALAT** est inférieure à la sensibilité de la plupart des analyseurs commerciaux. Son activité au niveau des érythrocytes est 1.6 fois plus élevée qu'au niveau plasmatique, une hémolyse entrainera donc des niveaux augmentés de cette enzyme (Lumeij, 1987 ; Harris, 2009).

Une importante activité de l'enzyme **ASAT** a été décelée au niveau de différents tissus chez la volaille dont le foie, le cœur et le muscle. Des valeurs élevées de cette enzyme sont en général liées à des lésions musculaires ou hépatiques. L'activité de cette enzyme fournit de meilleures informations lorsqu' 'elle est couplée à d'autres tests spécifiques ; l'activité de la créatine kinase peut par exemple être investiguée pour exclure toute lésion musculaire capable d'induire une élévation dans le taux de l'**ASAT** (Lumeij et Westerhof, 1987). Il a été rapporté

des niveaux plasmatiques plus élevés de l'activité de l'ALAT et de l'ASAT chez les animaux adultes (Hochleithner, 2013).

ASAT et ALAT sont dosées chez la volaille par la méthode cinétique décrite par Bergmeyer et al. (1978).

Chez la volaille, le pigment principal de la bile est la biliverdine. La biliverdine réductase est absente chez la plupart des espèces de volailles, chez lesquelles la biliverdine n'est pas convertie en bilirubine. De faibles concentrations de **bilirubine** ont néanmoins déjà été détectées chez certaines volailles. La valeur diagnostique de ce paramètre varie donc selon l'espèce de volaille considérée. Chez le poulet de chair, elle reste faible, mais on a pu déceler des augmentations de ce paramètre lors de pathologies hépatiques graves (Mizobe et al., 1997). La détermination de la bilirubine plasmatique chez la volaille se fait par diazotation (Hochleithner, 2013).

Le **cholestérol** est un lipide majeur, c'est un stéroïde indispensable pour le renouvellement et la synthèse des membranes de toutes les cellules de l'organisme. Le foie joue un rôle essentiel dans sa fabrication. Le cholestérol entre dans la synthèse de plusieurs hormones stéroïdes et vitamines. Les hypocholestérolémies et les hypercholestérolémies chez la volaille peuvent se produire à partir de plusieurs facteurs physiologiques tels que l'âge. Cependant, la valeur diagnostique de ce paramètre semble être faible chez la plupart des volailles (Hochleithner, 2013). Une diminution des taux plasmatiques du cholestérol avec l'âge est signalée dans le cinquième chapitre, et rapportée par Peebles et al. (1997).

La détermination du cholestérol total chez la volaille se fait par la méthode enzymatique décrite par Roeschlau et al. (1974).

Les **triglycérides** sont des graisses neutres. Ce sont des esters de glycérol. Leur synthèse a lieu dans les microsomes et les mitochondries. Au cours de leur absorption intestinale, les triglycérides passent dans le torrent circulatoire sous forme de chylomicrons qui confèrent au sérum la lactescence post prandiale. Après action de la lipoprotéine lipase, les triglycérides partiellement hydrolysés vont gagner le foie où ils vont constituer des réserves énergétiques et vont participer à diverses voies métaboliques.

Les niveaux sériques des triglycérides ont été insuffisamment évalués chez la volaille. Plusieurs facteurs peuvent influencer les concentrations sanguines des triglycérides, notamment l'alimentation, l'âge, l'espèce et le climat (Hochleithner, 2013). Une baisse des

valeurs plasmatiques des triglycérides avec l'âge est rapportée dans le cinquième chapitre, et révélée par Peebles et al. (1997), et par Krasnodebska-Depta et Koncicki. (2000).

Le dosage des triglycérides chez la volaille se fait généralement par la méthode enzymatique décrite par Mc Gowan et al. (1983).

Le **glucose** est continuellement requis comme source d'énergie par l'organisme, et doit être maintenu à des niveaux adéquats dans le sang. Le glucose provient la plupart du temps de l'aliment puisque les volailles domestiques sont le plus souvent nourries à volonté avec un aliment riche en amidon (Larbier et Leclercq, 1992).

Le muscle et le foie constituent les réserves les plus importantes de glucose sous forme de glycogène. La régulation de la glycémie fait intervenir plusieurs hormones et diverses enzymes hépatiques.

La glycémie des poulets est, à l'état nourri, en moyenne de 1,90 à 2,20 g/L (Hazelwood, 1986 ; Farhat et Chavez 2000). Des valeurs récentes rapportées chez des poulets de souche chair montrent cependant des variations considérables, même à l'état basal, s'étendant entre 1,56 et 3,30 g/L sans que l'on puisse imputer ces différences à l'âge des poulets ou à la méthode de mesure de la glycémie (Scanes, 2009). Bowes et al. (1989) rapportent une élévation de la glycémie au-delà de 8 semaines d'âge. Cette augmentation a été relevée dans le cinquième chapitre à partir du 35^{ème} jour d'âge jusqu'à l'abattage.

La glycémie chez la volaille peut être mesurée par méthode enzymatique (hémokinasé, glucose oxydase), ou par méthode colorimétrique (à l'orthotoluidine). La lipémie ou l'hémolyse de l'échantillon peuvent interférer sur le résultat en donnant des valeurs faussement élevées (Tietz, 1986).

Les variations intra et inter-essais sont très rarement présentées par les auteurs et les variations entre laboratoires ne sont jamais évoquées. Un standard international pour la détermination du glucose chez les oiseaux serait utile pour suppléer au manque d'étalonnage des techniques (Scanes, 2008).

Electrophorèse des protéines sériques

L'électrophorèse des protéines sériques est l'examen de choix pour le dosage de l'albumine et de des globulines sur des prélèvements de sang aviaires. Le choix de l'électrophorèse capillaire de zone pour le dosage de l'albumine et des globulines sur des prélèvements de sang de poulet de chair abordé dans le sixième chapitre n'a pas été anodin. En effet, nous avons

jugé intéressant de réaliser cette méthode d'électrophorèse où aucun colorant n'est utilisé, sachant que l'albumine plasmatique aviaire se comporte différemment vis-à-vis des colorants. Nous avons pu déterminer chez le poulet de chair 8 fractions protéiques différentes : pré-albumine, albumine, α_1 , α_2 , α_3 , β_1 , β_2 , et γ -globulines.

L'interprétation d'une courbe électrophorétique chez la volaille se fait généralement en 2 temps : l'étude du rapport A/G qui est d'une importance capitale, puis l'étude spécifique de chaque fraction protéique quand cela est possible (Harris, 2009).

L'âge de l'animal, l'espèce et le niveau protéique de l'aliment sont les principaux facteurs pouvant avoir une influence sur le tracé d'un électrophorégramme chez la volaille (Hochleithner, 2013).

Calcium et phosphore

La calcémie mesurée représente la somme du calcium lié, et du calcium libre ou ionisé. Le **calcium** lié comprend le calcium lié aux protéines, en particulier à l'albumine, et le calcium complexé à des anions essentiellement sous forme de bicarbonate, phosphate, sulfate, et citrate. Le calcium ionisé représente la forme biologiquement active, et le calcium non ionisé représente la forme de stockage du calcium ; non active (Stanford, 2005 ; De Matos, 2008).

Le calcium total doit toujours être interprété avec les concentrations plasmatiques des protéines totales (Siliart et Nguyen, 2007). En effet, une hypo protéinémie réduira la proportion de calcium lié, sans affecter la proportion de calcium ionisé. De même, une hyper protéinémie (liée à une déshydratation) peut entraîner une augmentation des concentrations plasmatiques en calcium total (Hochleithner, 2013).

La relation entre les concentrations plasmatiques de calcium, protéines totales et albumine a été évaluée chez plusieurs espèces de volailles. Bien que des corrélations aient déjà été établies chez certaines espèces de volailles, celles-ci diffèrent sensiblement d'une espèce à une autre, et une formule de corrélation généralisée ne peut être utilisée (Lumeij, 1990 ; Lumeij et al., 1993 ; Verstappen et al., 2002). Les calcémies basses sont typiques des animaux jeunes (Szabo et al., 2005), comme cela a été rapporté dans le cinquième chapitre.

Phosphore organique et inorganique jouent un rôle vital dans le corps. Le phosphore inorganique est complexé au calcium pour former l'hydroxyapatite ; principale composante du bec et des os, fonctionnant également comme une forme de stockage.

Le phosphore organique est une composante essentielle des phospholipides membranaires et des acides nucléiques, il est aussi essentiel à plusieurs fonctions enzymatiques. Calcémie et

phosphorémie sont généralement considérées ensemble, le ratio calcium : phosphore reste au dessus de 1 chez des individus sains. S'il est inférieur à 1, cela peut être le signe d'une pathologie rénale (Harr, 2006).

Les volailles jeunes ont en général des concentrations plus faibles en calcium, et plus importantes en phosphore, par rapport aux adultes (Hochleithner, 2013).

Calcium et phosphore sont généralement dosés chez la volaille par des méthodes colorimétriques (Henry et al., 1974 ; Fiske et Subbarow, 1925).

Sodium, potassium, et chlore

Les ions sodium, potassium et chlore sont très importants dans le maintien de la pression et des mouvements de l'eau dans l'organisme (hydratation, déshydratation) ainsi que dans l'équilibre des charges positives et négatives (équilibre acido-basique). Leurs variations sont en général liées les unes aux autres.

Au même titre que le sodium, le chlore est en forte concentration dans le milieu extracellulaire et en faible concentration dans le milieu intracellulaire. A l'inverse, le potassium est en faible concentration dans le milieu extracellulaire et en forte concentration dans le milieu intracellulaire.

Toute pathologie qui perturbera l'homéostasie hydrique, perturbera également la distribution de ces électrolytes et par voie de conséquence leurs concentrations plasmatiques (Harr, 2006).

Les valeurs les plus faibles de la natrémie et de la chlorémie sont en général observées chez les animaux jeunes, alors que les valeurs de la kaliémie ont tendance à diminuer avec l'âge, les valeurs les plus élevées étant observées chez les animaux jeunes.

Les hyperchlorémies et les hyper natrémies sont rarement rapportées chez la volaille, et les kaliémies sont en général liées au taux d'incorporation du potassium dans l'aliment (Hochleithner, 2013).

Sodium, Potassium, et Chlore sont dosés par potentiométrie chez la volaille (Tietz, 1986).

Le magnésium

Le magnésium est l'ion intracellulaire le plus important après le potassium. Son dosage chez la volaille n'a fait l'objet que de peu d'études. Il en ressort que les concentrations plasmatiques en magnésium sont directement liées à son niveau d'incorporation dans l'alimentation, et que par conséquent ses teneurs plasmatiques diminuent avec l'âge (Bowes et al., 1989). Son dosage chez la volaille se fait par méthode colorimétrique (Tietz, 1986).

Le fer

Le métabolisme du fer joue un rôle important dans l'organisme, par sa participation à la formation de l'hémoglobine et son rôle dans la respiration tissulaire. Quelques rapports anecdotiques décrivent une augmentation des niveaux sériques du fer chez la volaille par rapport à des animaux témoins (Harr, 2006). Une diminution de la sidérémie avec l'âge est mentionnée dans le cinquième chapitre et rapportée par Piotrowska et al. (2011). Sa mesure chez la volaille est réalisée par méthode colorimétrique (Tietz, 1986).

Evaluation de la fonction thyroïdienne

La glande thyroïde produit essentiellement la thyroxine (T4) et la tri-iodo-thyronine (T3) qui circulent dans le sang et jouent un rôle crucial dans le fonctionnement cellulaire chez les oiseaux (Mc Nabb, 1998). La sécrétion d'hormones thyroïdiennes est placée sous le contrôle de l'hypophyse et d'une hormone en particulier : la TSH. L'hypophyse elle-même est stimulée par l'hypothalamus via une autre hormone : la TRH. La plupart des hormones thyroïdiennes sont sécrétées dans le sang sous forme de thyroxine. Cette T4 représente environ 80 % des sécrétions thyroïdiennes (Biswas et al., 2010).

Toutefois, une infime partie de ces hormones circule dans le sang sous forme libre (sans liaison aux protéines porteuses). C'est cette petite portion qui constitue la forme active des hormones thyroïdiennes, directement exploitable au niveau cellulaire.

Ce sera cette forme libre qui aura, seule, une importante valeur diagnostic dans les examens biologiques. Sous leur forme libre, les hormones thyroïdiennes pénètrent dans le noyau des cellules et permettent la synthèse d'un nombre conséquent de protéines. Les hormones thyroïdiennes augmentent également le métabolisme cellulaire (Bobinière et al., 2010).

La T3 provient surtout de la désiodation de la T4 dans toutes les cellules-cibles, donc la sécrétion propre de la glande est faible (Darras et al., 2006). La T3 représente la forme hormonale active dont la synthèse dépend grandement du métabolisme. Cependant, la T3 libre ne reflète pas la fonction thyroïdienne, car elle n'est présente qu'à l'état de traces dans le plasma (Hayashi et al., 2009).

La T4 totale, qui représente la forme de stockage plasmatique des hormones thyroïdiennes, est en général le paramètre dosé en première intention. Mais, en raison de très faibles thyroxinémies retrouvées chez les oiseaux, cette mesure est problématique dans ce cas, et le dosage de la T4 libre lui est préféré.

La T4 libre, fraction lipophile non liée aux protéines plasmatiques, est présente à des concentrations faibles, cependant, son dosage est moins sensible aux variations du métabolisme dûes à des maladies non thyroïdiennes (euthyroid sick syndrome) (Kuretede et al., 2004).

Age, climat, alimentation et moment du prélèvement (diurne, nocturne) semblent être les facteurs les plus importants pouvant avoir un effet sur le statut thyroïdien des oiseaux.

Il est désormais avéré que les immunodosages utilisant un analogue (avec des anticorps monoclonaux très spécifiques) donnent des résultats fiables pour le dosage des hormones thyroïdiennes chez les oiseaux (Hoshino et al., 1997 ; Eshratkhah et al., 2011).

Intervalles de référence en biochimie des volailles

En médecine des mammifères, les intervalles de référence sont de meilleure signification statistique, en raison d'études importantes réalisées pour évaluer les changements biochimiques qui se produisent à différents stades d'une maladie. Jusqu'à ce que des intervalles de référence soient clairement établis pour des volailles indemnes d'infections sub-cliniques (particulièrement virales), il sera difficile de définir des intervalles de références précis. En effet, beaucoup de valeurs de référence publiées dans la littérature ont été recueillies par des laboratoires de diagnostic qui reçoivent des échantillons provenant d'animaux subnormaux. En plus des variations au sein des populations, les intervalles de référence peuvent également varier entre les laboratoires en raison de variations dans les méthodes et les réactifs utilisés. Le clinicien doit également tenir compte du traitement différé de l'échantillon. Un laboratoire doit être en mesure de fournir un intervalle de référence établi dans ce même laboratoire, pour une espèce et une variable données, ou les résultats de ce laboratoire auront peu de valeur diagnostique (Harr, 2006).

Dans l'interprétation de données clinico-pathologiques, il faut noter :

- Qu'il ya des changements subtils qui peuvent exister entre bonne santé et maladie, et que le concept de normalité n'existe donc que rarement.
- Que pas toutes les valeurs de référence d'animaux en bonne santé seront comprises dans l'intervalle de référence (en général 95% des animaux en bonne santé le sont).
- Certaines valeurs d'animaux malades peuvent être comprises dans l'intervalle de référence (Hochleitner, 2013).

L'interprétation des résultats d'une analyse repose sur la comparaison de ce résultat aux intervalles de référence. Pour déterminer un intervalle de référence sur un échantillon d'une population, on admet que 95% des animaux ont un résultat normal. Par conséquent, si la

distribution des résultats est normale, l'intervalle de référence est égal à moyenne \pm 2s. Si la distribution des résultats n'est pas normale, l'intervalle de référence est défini comme l'intervalle entre le percentile 2.5% et le percentile 97.5% (Audigié et al., 1992). Parce que de nombreuses variables biologiques n'ont pas une distribution gaussienne, il est souvent erroné de définir l'intervalle de référence à moyenne \pm 2s. Dans la plupart des cas les statistiques non paramétriques sont utilisées pour établir cet intervalle de référence.

Les méthodes non paramétriques ne font aucune hypothèse sur la distribution des valeurs de référence et sont toujours applicables, mais requièrent un échantillon de population important pour estimer les limites de référence.

Modifications des paramètres biochimiques chez la volaille

Dans les tableaux LXIII, LXIV, LXV, et LXVI sont répertoriées les principales modifications pouvant être observées lors d'atteintes hépatiques, rénales, troubles électrolytiques, ainsi que les modifications des différentes fractions protéiques chez la volaille.

Tab LXIII.

Modifications des paramètres hépatiques chez la volaille (Harr, 2006).

	Indications	Augmentation	Diminution
Protéines totales	Exploration du foie et de l'équilibre hydroélectrolytique. Mise en évidence d'une réaction inflammatoire.	Infections chroniques stimulant la synthèse des immunoglobulines. Maladies inflammatoires, déshydratations, choc. Syndromes lymphoprolifératifs. \uparrow globulines : altération des tissus due à une inflammation, une infection ou un traumatisme.	Défaut de synthèse du à des affections hépatiques chroniques, une malabsorption en cas d'entéropathie chronique (gastroentérite, tumeurs, parasitisme...). Fuite de protéines : protéinurie lors d'affections rénales, saignements abondants, tumeurs. Malnutrition, jeûne prolongé.
Cholestérol	Peu utile (exploration du métabolisme lipidique).	Jeûne, lipémie due à un régime trop riche, hypothyroïdisme, atteinte hépatique, obstruction biliaire.	Atteinte hépatique.

Triglycérides		Péritonite. Hyperadrénocorticisme. Exercice.	
Bilirubine	Quantités circulantes de bilirubine infimes (absence de bilirubine réductase)	Syndromes hémolytiques sévères. Coloration verdâtre du sérum et présence de dépôts d'urates : affection hépatique grave, jeûne prolongé, anorexie.	
Glucose	Exploration du métabolisme glucidique.	<5 g/L : hyperglycémie physiologique** 5-8 g/l : stress >9 g/L : diabète sucré, certaines affections rénales (adénocarcinomes...)	Phases terminales de causes variées : malnutrition (hépatite aiguë, hépatite chronique), septicémies, endocrinopathies, tumeurs.
ASAT		Cytolyse hépatique ou atteinte musculaire (manipulation brutale), maladie septicémique, augmentation importante lors d'intoxications par des (pesticides). Déficit en vit E/Sél. Artéfact : lipémie, hémolyse.	
ALAT	Activité enzymatique très faible. Non spécifique. Peu utile.		

↑ : augmentation

**Hyperglycémie transitoire fréquente : faire plusieurs dosages à 24-48 heures d'intervalles.

Tab LXIV.

Modifications des paramètres rénaux chez la volaille (Harr, 2006).

	Indications	Augmentation	Diminution
Acide urique	Catabolite majeur des protéines et purines. Exploration du métabolisme protéique et de la fonction rénale. Remarque : des valeurs normales ne signifient pas que le rein est en bon état.	Affections rénales (↓ de la Fg de 70-80 % min.) : néphrose, amyloïdose, néphrite, nécroses tubulaires Hypervitaminose D3. ↑ importante : goutte articulaire. Légère ↑ : déshydratation, hypovitaminose A, jeûne très long, traumatisme tissulaire important. Artéfact : lipémie importante.	Rares (troubles hépatiques graves). Artéfact : hyperhydratation, PUPD importante.
Urée	Taux extrêmement bas. Aucun intérêt.	Obstructions urétérales bilatérales. Bon marqueur de déshydratation.	
Créatinine	Peu utile. A doser uniquement si le taux d'acide urique est élevé.	Rare chez les oiseaux. Déshydratation, lésions rénales sévères, péritonite due à des rétentions d'oeufs, septicémie.	

↑: augmentation / ↓: diminution / Fg : Filtration glomérulaire

Tab LXV.

Modifications des électrolytes chez la volaille (Harr, 2006).

	Augmentation	Diminution
Sodium	Consommation excessive de sel / Abreuvement insuffisant. Déshydratation sévère.	Insuffisance surrénalienne. Maladie rénale. Diarrhée persistante.
Potassium	Affection rénale. Insuffisance surrénalienne.	
Calcium	Hypervitaminose D. Ostéolyse, tumeurs osseuses. Etat avancé d'hyperparathyroïdisme d'origine nutritionnelle. Interprétation à corrélérer avec les résultats des protéines totales.	Avitaminose D Hypoparathyroïdie.
Phosphore	IR* surtout.	Avitaminose D.

*IR : Insuffisance Rénale.

Tab LXVI.

Modifications des fractions de protéines chez la volaille (Werner et Reavill, 1999 ; Lumeij, 2008).

	Augmentation	Diminution
Rapport A/G	Rare. Baisse de la fraction γ lors d'une immuno-dépression.	Hypoalbuminémie sans modification des globulines. Augmentation de la fraction des globulines.
Fraction α	Augmentation de nombreuses protéines intervenant dans la réaction inflammatoire. Affection rénale. Administration de corticoïdes.	
Fraction β	Hépatites graves. Dermopathies suppuratives.	
Fraction γ	Augmentation monoclonale : phénomènes néoplasiques. Augmentation polyclonale : infection avec stimulation antigénique (virale, bactérienne, ou parasitaire.	

Conclusion générale

L'évolution de la biochimie clinique, à l'instar de celle de toutes les autres disciplines scientifiques et médicales, a été considérable au cours des dernières décennies, aussi bien du point de vue médical par le nombre de dosages réalisables, que du point de vue technologique par la variété des méthodes disponibles.

L'analyse biochimique fait partie des examens complémentaires devenus routiniers pour les espèces domestiques. Cependant, ces examens restent peu utilisés en médecine des volailles domestiques, et les raisons en sont nombreuses : difficultés de contention, animaux fragiles et facilement stressables, difficultés techniques quand à la réalisation de la prise de sang, intervalles de référence peu nombreux.

Pourtant, un minimum de connaissances et d'expérience suffisent à la réalisation d'une prise de sang et à son interprétation. Les examens biochimiques sanguins pourraient permettre dans de nombreux cas de mieux préciser le diagnostic et de mieux soigner et suivre les patients.

Le présent travail constitue une première tentative afin d'établir des valeurs de référence chez 02 souches de poulets de chair élevées dans notre pays. Peu d'études ont été consacrées à la comparaison des performances de croissance et du profil biochimique des souches de poulet de chair disponibles sur le marché Algérien.

Les poulets de chair de la souche Arbor Acres ont affiché des poids plus importants à l'abattage, une consommation alimentaire plus élevée, et un taux de mortalité augmenté par rapport aux poulets de chair de la souche Isa 15. L'indice de consommation déterminé chez les deux groupes d'animaux est supérieur aux normes rapportées pour la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.

La plupart des paramètres biochimiques dosés varient en fonction de l'âge des animaux, et en fonction de la souche pour l'activité de l'ASAT, l'uricémie, la glycémie, la créatinémie, la calcémie, la phosphorémie, la magnésémie, et la chlorémie.

L'activité de l'ALAT et de la bilirubine n'ont pas d'intérêt dans l'évaluation de la fonction hépatique chez la volaille. Il en est de même pour l'urée dans l'appréciation de la fonction rénale sauf en cas de déshydratation sévère.

Le problème reste posé concernant l'albumine dont le dosage par spectrophotométrie utilisant le pourpre de Bromocrésol ou le vert de Bromocrésol a révélé des résultats inadéquats sur des prélèvements de sang de poulet de chair. L'utilisation de l'électrophorèse capillaire de zone a

permis une mesure plus précise des niveaux plasmatiques de l'albumine et des globulines. Cependant, l'interprétation d'une courbe d'électrophorèse chez le poulet de chair reste difficile, principalement à cause de l'absence de références physiologiques pertinentes. En effet, la disparité du matériel d'électrophorèse utilisé, le faible nombre d'animaux investigués, et l'absence d'identification de la composition des fractions protéiques en particulier concernant les fractions α et β globulines, limitent les possibilités de comparaison des résultats issus de différents travaux. En revanche, l'électrophorèse des protéines sériques reste la meilleure méthode permettant de quantifier les concentrations sanguines de l'albumine et des γ globulines.

La thyroxine est l'hormone prédominante des hormones thyroïdiennes circulantes chez les oiseaux domestiques, et le dosage de la forme libre a supplanté celui de la forme totale en raison d'une meilleure sensibilité et spécificité diagnostiques, le dosage des hormones totales ayant aujourd'hui une place limitée en recherche.

Ainsi cette thèse peut apporter les bases théoriques nécessaires au choix des analytes biochimiques et à leur interprétation chez la volaille en général et plus particulièrement chez le poulet de chair. Elle devrait également améliorer les connaissances sur la variabilité des analytes biochimiques en fonction de l'état physiologique des individus, pour une meilleure connaissance biologique et médicale des poulets de chair.

Les analyses biochimiques constituent un examen complémentaire fort utile, mais il ne faut pas perdre de vue qu'elles ne sont qu'un élément de la démarche diagnostique et qu'elles doivent toujours être comparées aux résultats de l'anamnèse et de l'examen clinique.

Sur la base des résultats obtenus, nos perspectives à l'avenir sont de :

- Collaborer avec les vétérinaires étatiques afin de résoudre les problèmes d'IC dans nos élevages en s'assurant que pendant toute la période de démarrage et d'engraissement, les poulets de chair sont élevés selon les normes requises afin de pouvoir optimiser leurs performances. La détermination précise des causes d'augmentations de l'IC exige une connaissance parfaite des normes d'IC et des normes de variations liées à différentes causes. Pour se faire une idée précise de toutes ces normes, il faut un enregistrement des données en continue, et bien garder toutes les informations des lots précédents afin de conserver l'historique.

- Continuer à travailler sur l'établissement de valeurs de référence au moyen de techniques standardisées garantissant des mesures fiables, et imposant une qualité constante, vérifiée en permanence par la mise en œuvre d'un contrôle de qualité. Nous pensons à essayer de proposer des valeurs de référence pour l'albumine, et pour les différentes fractions de globulines chez le poulet de chair en investiguant un nombre plus conséquent d'animaux. Nous envisageons également de proposer des valeurs de référence pour les acides biliaires qui semblent être un paramètre de choix dans l'appréciation de la fonction hépatique chez la volaille.
- Evaluer l'impact de la croissance sur le profil électrophorétique du poulet de chair, en effectuant des prélèvements à des âges différents, afin de désigner les fractions qui augmentent avec l'âge des poulets.
- S'appuyer sur des profils biochimiques pathologiques obtenus pour des maladies connues, c'est-à-dire précisément diagnostiquables cliniquement ou par le laboratoire afin de situer nos intervalles de références et pourquoi pas essayer de les restreindre.

Résumé

Le but de cette étude a été de déterminer les variations dans les concentrations plasmatiques de 19 paramètres biochimiques du métabolisme des lipides, protéines, glucides, minéraux, et thyroxine libre chez deux souches de poulet de chair à croissance rapide : la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres, élevées dans les mêmes conditions, puis de comparer les performances de croissance et les profils sanguins de ces deux groupes d'animaux. Les poulets de chair de la souche Arbor Acres ont présenté un poids à l'abattage et une consommation alimentaire plus élevés, avec un taux de mortalités et un indice de consommation plus importants par rapport à la souche Isa 15. La plupart des paramètres estimés étaient dépendants de l'âge. Seules les concentrations d'urée, ALAT, et bilirubine totale sont restées très basses et n'ont pas démontré de modifications significatives. Il convient de signaler que le dosage de l'albumine par spectrophotométrie utilisant le pourpre de Bromocrésol s'est révélé inadéquat sur des prélèvements de sang aviaire. L'électrophorèse des protéines sériques fournira dans ce cas une mesure plus précise de la concentration d'albumine ainsi que des autres protéines sériques.

Des différences significatives ($p < 0.05$) entre les deux souches ont été observées pour les concentrations plasmatiques de glucose, acide urique, créatinine, calcium, phosphore, magnésium, chlore, et ASAT.

Les hormones thyroïdiennes influencent les principales voies métaboliques, et sont par conséquent impliquées dans la régulation du métabolisme des lipides, des glucides et des protéines. Nous avons investigué la relation entre la thyroxine libre plasmatique et glucose, triglycérides, cholestérol, et protéines totales plasmatiques. Les résultats de cette étude ont suggéré qu'il n'y avait pas de corrélation significative entre thyroxine et profil lipidique ou glucidique. Cependant, une corrélation significative entre les concentrations plasmatiques de thyroxine libre et des protéines totales a été décrite chez la souche Acres Arbor ($r = 0,42$, $p = 0,01$).

Nous avons également essayé de proposer des intervalles de référence pour tous les paramètres biochimiques sanguins dosés chez la souche Isa 15 et la souche Arbor Acres.

Les résultats obtenus seront utiles pour évaluer l'état de santé des animaux, afin que le potentiel génétique de l'oiseau soit pleinement exprimé. Ils élargiront les connaissances actuelles sur les variations dans le profil biochimique sanguin chez le poulet de chair.

Mots-clés : poulet de chair, métabolisme, profil biochimique, âge, souche, électrophorèse capillaire de zone, intervalle de référence.

Abstract

The purpose of this study was to determine changes in plasma concentrations of 19 biochemical parameters of lipid, protein, carbohydrates, minerals metabolism and free thyroxin in two strains of fast growing broiler chickens: Isa 15 strain and Arbor Acres strain reared in the same conditions, and then compare the growth performance and blood profiles of these two groups of animals. Broilers Arbor Acres strain showed a greater food consumption and body weight at slaughter, with a higher mortality and consumption index when compared to Isa 15 strain. Only concentrations of urea, ALAT, and total bilirubin remained very low and did not show any significant changes. It should be noted that the determination of albumin by spectrophotometry using Bromocresol purple has been inadequate on avian blood samples. The plasma protein electrophoresis provides in this case a more accurate concentration of albumin and other plasma proteins measured. Significant differences ($p < 0.05$) between the two strains were observed for plasma glucose, uric acid, creatinine, calcium, phosphorus, magnesium, chloride, and ASAT.

Thyroid hormones influence major metabolic pathways, and are therefore involved in the regulation of the metabolism of fats, carbohydrates and proteins. We investigated the relationship between plasma free thyroxin and glucose, triglycerides, cholesterol, and total plasma protein. The results of this study suggested that there were no significant correlation between free thyroxin and glucose or lipid profile. However, a significant correlation between plasma levels of free thyroxin and total protein has been described in Arbor Acres strain ($r = 0.42$, $p = 0.01$).

We have also tried to provide reference ranges for blood biochemical parameters measured in Isa 15 strain and Arbor Acres strain.

The obtained results will be useful for assessing the health of the animals, so that the genetic potential of the bird is fully expressed. They will extend the current knowledge on changes in blood biochemical profile in broilers.

Keywords: broiler chicken, metabolism, biochemical profile, age, strain, capillary zone electrophoresis, reference interval.

ملخص

الغرض من هذه الدراسة هو تحديد تركيزات البلازما من 19 قياسات بيوكيميائية من استقلاب الدهون و البروتين والكربوهيدرات و المعادن و التيروكسين الحرة في سلالتين من الدواجن اللاحمة السريعة النمو : سلالة Isa15 وسلالة Arbor Acres المربية في نفس الظروف و من ثم مقارنة النمو و ملامح الدم من هاتين المجموعتين من الحيوانات.

أظهرت سلالة Arbor Acres أكثر وزنا و معدلات إستهلاك المواد الغذائية مع معدلات وفيات و مؤشر استهلاك أكبر مقارنة مع سلالة Isa15.

كانت معظم المعلمات المقدره تعتمد على العمر، ظلت فقط تركيزات اليوريا ALAT، و البليروبين الكلي منخفضة جدا ولم تظهر تغيرات كبيرة. تجدر الإشارة إلى أن تحليل الألبومين بواسطة القياس الطيفي باستخدام البرموكريزول الأرجواني لم يكن ملائما على عينات دم الطيور. التقنية الكهربائية لتحديد بروتينات الدم توفر في هذه الحالة تركيزا أكثر دقة للألبومين وغيرها من بروتينات الدم.

كما تم العثور على فروق معنوية ($P < 0.05$) في نسبة الجلوكوز، و حمض اليوريك، و الكالسيوم، و الكرياتينين و المغنيزيوم، الفسفور، الكلور و ASAT بين السلالتين.

هرمونات الغدة الذرقية تؤثر على المسارات الأيضية الكبرى، و بالتالي فهي تشارك في تنظيم الدهون، و الكربوهيدرات، و البروتين.

تم التحقيق في العلاقة ما بين هرمون التيروكسين الحرة، و الجلوكوز، و الكلسترول، و الدهون الثلاثية، و مجموع بروتين البلازما.

اقترحت نتائج هذه الدراسة أنه لا توجد علاقة ذات دلالة إحصائية بين التيروكسين الحرة و الجلوكوز، الكلسترول و الدهون الثلاثية.

و قد وصفت علاقة ذات دلالة إحصائية بين مستوى التيروكسين و البروتين الكلي في البلازما في سلالة (Arbor Acres) ($R = 0.42, P = 0.01$)

واقترحنا فترات مرجعية لجميع المعلومات البيوكيميائية التي تم قياسها في سلالة ISA 15 و سلالة Arbor Acres.

النتائج المقدمة قد تكون مفيدة لتقييم الوضع الصحي و توسيع المعرفة الحالية على التغيرات في التشكيل البيوكيميائي للدواجن اللاحمة.

الكلمات المفاتيح: دواجن لاحمة , استقلاب , المعلومات البيوكيميائية , عمر , سلالة , منطقة الكهربائي الشعري , فترات مرجعية .

- 1- **Abdallah A.G., El-Husseiny O.M., Abdelatif K.O. (2009):** Influence of some dietary organic mineral supplementations on broiler performance. *Inter J of poultry science*, 8(3): 291-298.
- 2- **Abdelatif A., Saeed I. (2009):** Effect of altered thyroid status in the domestic rabbit (*Lepus cuniculus*) on thermoregulation, hear rate and immunes responses. *Global veterinaria*, 3 (36):447-456.
- 3- **Abdullah Y., Al Beitawi N., Rjoup M., Qudsieh R and Ishmais M. (2010):** Growth performance, carcass and meat quality charachteristics of different commercial crosses of broiler strains of chickens. *J. of poultry science*, 47:13-21.
- 4- **Al-Busadah KA. (2007):** Some biochemical and hematological indices in different breeds of camels in Saudi Arabia. *Scientific Journal of King Faisal university (Basic and applied sciences)*, Vol 8, n° 1.
- 5- **Allain C.C., Poon L.S., Chan C.S., Richmond W., Fu P.C. (1974):** Enzymatic determination of total serum cholesterol. *Clin. Chem.* 20(4): 470-475.
- 6- **Alvarez- Alonzo C. (2005):** Age-dependant changes in plasma biochemistry of yellow-legged gulls (*Larus cachinnans*). *Comparative biochemistry and physiology, part A*, 140: 512- 518.
- 7- **Amin A. (1961):** Comparison of the serum protein fractions of the newly hatched chick with those of adult birds using starch gel electrophoresis. *Nature*, 191: 708.
- 8- **Amao S.R., Ojedapo L.O., Sosina O.A. (2011):** Evaluation of growth performance traits in three strains of broiler chickens reared in derived savanna environment of Nigeria. *World J Young Researchers*, 1(2): 28-31.
- 9- **Anastats. (2009):** Téléchargements d'utilitaires et d'exercices. www.anastats.fr/stats/Telechargement.htm#shapiro_wilk visité le 15/07/2013
- 10- **Andreasen C., Latiner K, Kircher I, Brown J. (1989):** Determination of chicken and turkey plasma and serum protein concentrations by refractometry and the Biuret method. *Avian disease*, 33: 93-96.
- 11- **Ansar M., Khan S.A., Chaudhary Z.I., Mian N.A., Tipu M.Y., Rai M.F. (2004):** Effects of high dietary calcium and low phosphorus on urinary system of broiler chickens. *Pakistan Vet J*, 24 (3): 113-116.
- 12- **Arnould C., Michel V., Le Bihan-Duval E. (2011) :** Sélection génétique et bien –être des volailles de chair et des reproducteurs. *INRA Prod Anim*, 24(2) : 165-170.
- 13- **Audigié C., Dupont G., Zonszain F. (1992) :** Principes des méthodes d'analyse biochimique. Tome 2. Biosciences et techniques. Doin éditeurs : 143-157.
- 14- **Audren G. (1998) :** Performances et rendement de carcasse des poulets de chair standards, intermédiaires et labels sous 02 programmes alimentaires. Thèse pour l'obtention du grade maitre ès sciences. Université de Laval.

- 15- Austic R.E., Cole R.K. (1972):** Impaired renal clearance of uric acid in chickens having hyperuricemia and articular gout. American journal of physiology, vol 223(3): 525- 530.
- 16- Aviagen. (2003):** arbor acres broiler management guide. www.aviagen.com visité le 15/12/2012
- 17- Banerjee A.K., Bordas A., Merat P. (1981):** The effect of temperature and genotype on growth traits, plasma glucose and uric acid in dwarf and normal Wight Leghorn females. Ann.géné.sel.anim, 13(3): 255- 268.
- 18- Bartley J.C. (1989):** Lipid metabolism and its disease. In: Clinical biochemistry of domestic animals. 4th ed, ed J.J.Janeko. Academic press. Inc., New York. USA: 106-141.
- 19- Beckman Coulter. (2010):** Radioimmunoassay for the in vitro determination of free thyroxine in human serum and plasma. Free T4 RIA Kit. Immunotech a.s. Radiova. Czech Republic
- 20- Beg M.K., Clarkson M.J. (1970):** Effects of histomoniasis on the serum proteins of the fowl. J Comp Path, 80: 281-285.
- 21- Bell D.J., Freeman B.M. (1971):** Physiology and biochemistry of the domestic fowl. New York Academic press.
- 22- Bergmeyer H.U., Scheibe P., Wahlefeld A.W. (1978):** Optimisation of methods for aspartate aminotransferase and alanine aminotransferase. Clin Chem, 24:58-73.
- 23- Bergmeyer H.U., Horder M., Rej R. (1986):** Approved recommendation on IFCC methods for the measurement of catalytic concentrations of enzymes. Part 3, IFCC recommendations for alanine aminotransferase. J Clin Chem Clin Biochem, 24: 481-495.
- 24- Bernard S.F. (2002):** Flux lipolytiques et jeûne prolongé chez le manchot royal. Thèse d'état. Université Louis Pasteur. Strasbourg.
- 25- Bigot K., Tesseraud S., Taouis M., Picard M. (2001):** Alimentation néonatale et développement précoce du poulet de chair. INRA Prod Anim, 14(4) : 219-230.
- 26- Biswas A., Mohan J, Sastry K. (2010):** Age-dependant variation in hormonal concentration and biochemical constituents in blood plasma of Indian native fowl. Veterinary Medicine International, 737292.
- 27- Bobeck S., Jastrzebski M, Pietras M. (1977):** Age-related changes in oxygen consumption and plasma thyroid hormone concentrations in the young chickens. Gen. Comp. Endocrinology, 31: 169- 174.
- 28- Bobiniene R., Gudavičiute D., Miškinienė M. (2010):** The impact of iodine on biochemical blood parameters in laying hens. Veterinaria IR Zootechnika. T. 51 (73).
- 29- Bossuyt X. (2003):** Separation of serum protein by automated capillary zone electrophoresis. Clin Chem Lab Med, 41: 762-772.

- 30- Bounous D.I., Wyatt R.D., Gibbs P.S., Kilburn J.V., Quist C.F. (2000):** Normal haematologic and serum biochemical reference intervals for juvenile wild turkeys. *J Wildlife Dis*, 36: 393- 396.
- 31- Bowen R., Austgen L, Rouge M. (2006):** Mechanism of action and physiologic effects of thyroid hormones. In: *Pathophysiology of the endocrine system*. <http://www.vivo.colostate.edu/hbooks/contrib.html>. Consulté le 12/03/2013
- 32- Bowes V.A., Julian R.J., Stirtzinger T. (1989):** Comparison of serum biochemical profiles of male broilers with female broilers and White Leghorn chickens. *Can J Vet Res*, 53:7- 11.
- 33- Braun E.J., Sweazea K.L. (2008):** Glucose regulation in birds. *Comparative biochemistry and physiology, Part B*, 151: 1-9.
- 34- Braun J.P., Lefevre H.P. (2008):** Kidney function and damage. In Kaneko, Harvey, Bruss, editors. *Clinical biochemistry of domestic animals*. 6th edition. San Diego Academic press: 485-528.
- 35- Bromidge E.S., Wells J.W., Wight P.A. (1985):** Elevated bile acids in the plasma of laying hens fed rapeseed meal. *Res Vet Sci*, 39: 378-382.
- 36- Bucholz P. (1986):** Comparative electrophoretic analysis of plasma protein fractions from deep pectoral myopathic, hereditary muscular dystrophic and normal line of turkeys. Master of Science. Oregon State University.
- 37- Buldgen A., Parent R., Steyaert P., Legrand D. (1996):** Aviculture semi-industrielle en climat subtropical. Guide pratique. Ed Les presses agronomiques de Gembloux.
- 38- Burger M., Denver R. (2002):** Plasma thyroid hormone concentrations in a wintering passerine bird: their relationship to geographic variation, environmental factors, metabolic rate, and body fat. *Physiological and biochemical zoology*, 75(2):187- 199.
- 39- Burtis C.A., Ashwood E.R. (1994):** Tietz text book of clinical chemistry, 2nd edition. Philadelphia, PA, WB Saunders: 1913.
- 40- Campbell T.W. (2004):** Blood chemistry of lower vertebrates. In: 55th Annual meeting of the American College of Veterinary Pathologists (ACVP), and the 39th Annual Meeting of the American Society of Clinical Pathology (ASVCP).
- 41- Carlson G.P., Bruss M. (2008):** Fluid, electrolytes, and acid base balance. In: Kaneko, Harvey, Bruss, editors. *Clinical biochemistry of domestic animals*. 6th edition. San Diego Academic press: 529-559.
- 42- Carpenter S. (2013):** Avian urinary system. In: *Urinary system, salt glands, and osmoregulation*. Bio 554-754 ornithology. www.holisticsbirds.com
- 43- Castay M., Bismuth J., Astier H. (1978):** Thyroid binding proteins of duck and chicken sera. *Gen. Comp. Endocrinology*, 35: 491- 495.
- 44- Cetin M., Deniz G., Polat U., Yalcin A., Tarihi G. (2002):** The effects of inorganic and organic selenium supplementation on biochemical blood parameters in broiler. *J Vet Med*, 21: 59-63.

- 45- Chaloub Y. (1989):** Guide pratique d'alimentation des monogastriques. Centre de recherches agronomiques de Foulaya Kindia. République de Guinée.
- 46- Chamanza R., Van Veen L., Tivapazi M.T., Toussaint M.J.M. (1999):** Acute phase proteins in the domestic fowl. *World Poult Sci*, 55: 61-71.
- 47- Chérel Y., Groscolas R. (1999):** Relationships between nutrient storage and nutrient utilization in long-term fasting birds and mammals. In: Proceedings of the 22nd International Ornithological Congress Durban, edited by Adams NJ and Slolow RH, Johannesburg: Bird life South Africa: 17-34.
- 48- Chérel Y., Durant J.M., Lacroix A. (2004):** Plasma thyroid hormone pattern in king penguin chick: a semi altricial bird with an extended post hatching developmental period. *Gen. Comp. Endocrinology*, 136:398-405.
- 49- Chew D.J., Meuten D.J. (1982):** Disorders of calcium and phosphorus metabolism. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, 12(3): 411-438.
- 50- Chou S.T. (1972):** Relative importance of liver and kidney synthesis of uric acid in chickens. *Can J Phys Pharm*, 50: 936-939.
- 51- Cissé M., Pafou N.G., N'Doye N.D., Ly I., Koréa A. (1996):** Supplémentation des poulets de chair en acides aminés essentiels (lysine et méthionine) et en énergie : résultats techniques et économiques. Projet de développement des espèces à cycle court. Institut Sénégalais des recherches agricoles.
- 52- Clubb S.L., Schubot R.M., Joyner K. (1990):** Haematologic and serum biochemical reference intervals in juvenile electus parrots (*Electus roratus*). *J Assoc Avian Vet*, 4(4): 218-225.
- 53- Clubb S.L., Schubot R.M., Joyner K. (1991):** Haematologic and serum biochemical reference intervals in juvenile macaws (*Ara sp.*). *J Assoc Avian Vet*, 5(3): 154-162.
- 54- Corzo A., Kidd MT., Pharr G.T., Burgess S.C. (2004):** Initial mapping of the chicken blood plasma proteome. *Int J Poult Sci*, 3: 157-162.
- 55- Costa N.D., Mc Donald D.E., Swan R.A. (1993):** Age-related changes in plasma biochemical values of farmed emus (*Dromaius novahollandiae*). *Austr.Vet.J*, 70:341-344.
- 56- Cookson E.J., Hall M.R., Glover J. (1988):** The transport of plasma thyroxine in white storks (*Ciconia ciconia*) and the association of high levels of plasma transthyretin (thyroxine-binding prealbumin) with moult. *J Endocrinol*, 117: 75-84.
- 57- Cothenet G., Bastianelli D. (2003):** Matières premières disponibles pour l'alimentation des volailles en zones chaudes. Dans : La production de poulets de chair en climat chaud. Ed ITAVI : 60- 69.
- 58- Cray C. (2000):** Diagnostic use of protein electrophoresis in birds. In : Bonagura JD, ed. Kirk's current veterinary therapy XIII, small animal practice. Philadelphia, Pennsylvania: WB Saunders company: 1107-1109.

- 59- Cray C., Tatum L. (1998):** Application of protein electrophoresis in avian diagnostic testing. *J Av Med Surg*, 12: 4-10.
- 60- Cray C., Rodriguez M., Zaias J. (2007):** Protein electrophoresis of psittacine plasma. *Vet Clin Pathol*, 36: 64-72.
- 61- Cray C., Wack A., Arheart K.L. (2011):** Invalid measurements of plasma albumin using bromocresol green methodology in penguins (*Spheniscus* species). *J Avian Med Surgery*, 25(1): 14-22.
- 62- Criqui A.J. (2006):** Influence de la liaison des hormones thyroïdiennes aux protéines plasmatiques sur l'homéostasie de la fonction thyroïdienne. Thèse pour obtenir le grade de Docteur vétérinaire. ENV Toulouse.
- 63- Dairo F.A.S., Oluwasola T.A., Adesehinwa A.O.K., Ouleymi J.A. (2009):** Variation of energy and protein content on the performance and carcass values of broiler chickens. Proceeding of the 14th annual conference of animal science association of Nigeria, Lautech, 14:452-454.
- 64- Darras V., Verhoelst C., Reys G., Kuhn E., Van Der Geyten S. (2006):** Thyroid hormone deiodination in birds. *Thyroid*, 16 (1): 25- 35.
- 65- Daunizeau A. (2003):** Electrophorèse des protéines du sérum. Dans : Hernand J.P., Daunizeau A., Phan B.N., Intrator L., Bienvenu J., Preud'homme J.L, eds. Cahier de formation n° 28, immunoglobulines monoclonales, Paris, France, Bioformat : 26-46.
- 66- De Beer M., Mc Murty J., Brocht D., Coon C. (2008):** An examination of the role of feeding regimens in regulating metabolism during the broiler breeder grower period. 2. Plasma hormones and metabolites. *Poultry science*, 87: 264- 275.
- 67- Decuypère E., Kühn E.R. (1988):** Thyroid hormone physiology in Galliformes: age and strain related changes in physiological control. *Amer. Zool*, 28: 401-415.
- 68- Degroot L.J. (1989a):** Mechanisms of action of thyroid hormone In: *Endocrinology USA*: W.B. Saunders Company. 2nd edition, Vol.1: 563-571.
- 69- Degroot L.J. (1989b):** Transport, cellular uptake and metabolism of thyroid hormone. In: *Endocrinology USA*: W.B. Saunders Company. 2nd edition, Vol.1: 541-555.
- 70- Dehoux J.P., Buldgen A., Dachet P., Dieng A. (1997) :** Influence de la saison et de la concentration énergétique de l'aliment sur les performances de croissance de pintadeaux (*Numida meleagris*) en région tropicale. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 50 : 303-308.
- 71- De Matos R. (2008):** Calcium metabolism in birds. *Vet Clin North America Exo Animals Practice*, 11(1): 59- 82.
- 72- Dias I.R., Viegas C.A, Silva A.M., Pereira H.F., Sousa C.P., Carvalho P.P., Cabrita A.S., Fontes P.J., Silva S.R., Azevedo J.MT. (2010):** Haematological and biochemical parameters in churra-da-terra-quente ewes from the northeast of Portugal. *Arq, Bras, Med.Vet.Zoot*, 62(2) Belo Horizonte.

- 73- Donsbough A.L. (2006):** The use of serum uric acid as an indicator of amino acid utilization in diets for broilers. Master of Science. Graduate faculty of the Louisiana state university.
- 74- Donsbough A.L., Powell S., Waguespack A., Binder T.D and Southern L.L. (2010):** Uric acid, urea, and ammonia concentrations in serum and uric acid concentration in excreta as indicators of amino acid utilization in diets for broilers. *Poultry science*, 89(2):287-294.
- 75- Dumas B.T., Watson W.A., Briggs H.G. (1971):** Albumin standards and the measurement of serum albumin with bromocresol green. *Clin Chem*, 31:87-96.
- 76- Dumas B.T., Briggs H.G. (1972):** Standard methods of clinical chemistry. Academic press, N.Y, 7: 175-188.
- 77- Dussault J.H., Fisher D.A. (1972):** Thyroxine et triiodothyronine libres chez la brebis et son fœtus. *Un Med Can*, 101 : 689-691.
- 78- Eckersall P.D. (2008):** Proteins, proteomics, and the dysproteinemias. In: Kaneko, Harvey, Bruss, editors. *Clinical biochemistry of domestic animals*. 6th edition. San Diego Academic press: 117-155.
- 79- Eshkhatkhah B., Sadaghian M., Eshkhatkhah S., Pourabi S., Najafian K. (2010):** Relationship between the blood thyroid hormones and lipid profile in Moghani sheep, influence of age and sex. *Comp. Clin. Path*, 19: 15-20.
- 80- Eshratkhah B., Zadeh S., Forouzan V., Parsa A., Ghalehkandi J. (2011):** Comparative study on the determination of serum thyroid hormones by two methods of immunoassay in broiler breeder poultry. *Comp. Clinical Pathology*, 20 (4) 337-340.
- 81- Eshkhatkhah B., Nahand M.R., Rasoul S.P., Taj S.M.R., Rad H.J. (2012):** Relationship between plasma thyroid hormones and some biochemical parameters in Iranian Sarabi calves. *Comp Clin Path*, 21(2):167-171.
- 82- Fabiny D.L., Ertingshausen G. (1971):** Automated reaction rate method for determination of serum creatinine with the centrifichem. *Clin Chem.*, 17: 696-700.
- 83- Farasat T., Cheema A.M., Khan M.N. (2011):** Relationship of thyroid hormones with serum fasting insulin and insulin resistance in euthyroid glycemc anomalies. *Pak J Zool*, 43(2): 379-386.
- 84- Farhat A., Chavez E.R. (2000):** Comparative performance, blood chemistry, and carcass composition of two lines of Pekin ducks reared mixed or separated by sex. *Poultry Sci*, 79: 460-465.
- 85- Farrance I. (1987):** Plasma glucose methods. A review. *Clin Biochem Review*, 8:55-68.
- 86- Favus M.J. (1992):** Intestinal absorption of calcium, magnesium, and phosphorus. In: Coe, Favus, editors. *Disorders of bone and mineral metabolism*. New York Raven press: 57-81.
- 87- Featherston W.R., Scholz R.W. (1968):** Changes in liver xanthine dehydrogenase and uric acid excretion in chicks during adaptation to a high protein diet. *Journal of nutrition*, 95:393-398.

- 88- Fernadji F. (1990):** Organisation, performances et avenir de la production avicole en Algérie. Dans : Sauveur B (Ed). L'aviculture en Méditerranée. Montpellier, CIHEAM : 253-261.
- 89- Feuilloley M.G.J., Materiau A., Orange N. (1999) :** Applications biomédicales de l'électrophorèse capillaire. Rev Med Sci, 15 :1419-1426.
- 90- Filipovic N., Stojevic S., Milinkovic-Tur S., Ljubic B., Zdelar-Tuk M. (2007):** Changes in concentration and fractions of blood serum proteins of chickens during fattening. Veterinarski arhiv, 77(4):319-326.
- 91- Fisk C.H., Subbarow Y. (1925):** The colorimetric determination of phosphorus. J of Biol Chem, 66: 375-400.
- 92- Flegg H.M. (1973):** An investigation of the determination of serum cholesterol by an enzymatic meyhod. Ann Clin Bioch, 10:79-84.
- 93- Fontaine M. (1992):** Vade-mecum du vétérinaire. 15^{ème} édition.- volume 2. Chapitre II : Normes biologiques et zootechniques éléments de propédeutique : 763-1024.
- 94- Fossati P., Prencipe L. (1982):** Serum triglycerides determined colorimetrically with an enzyme that produces hydrogen peroxide. Clin.Chem, 28: 2077-2080.
- 95- Fudge A.M. (2000):** Avian laboratory medicine. In: Fudge AM, ed. Laboratory medicine; avian and exotic pets. Philadelphia, Pennsylvania: W.B. Saunders company: 1-184.
- 96- Geffré A., Friedrichs K., Harr K. (2009):** Reference values: A review. Vet Clin Pathol, 38: 288-298.
- 97- Georgiev P., Petkov P.I. (1981):** Comparative radioisotope study of thyroid gland function in some species of farm animals. Veterinarno-meditsinski nauki, 18: 82-86.
- 98- Glick B. (1968):** Serum protein electrophoretic patterns in acrylamide gel: patterns from normal and bursaless birds. Poult Sci, 41:807-814.
- 99- Gongnet G.P., Hane M.B., Parigi-Bini R., Sakande S. (1995):** Influence des niveaux de protéines alimentaires sur les performances de croissance et le rendement des carcasses de la pintade commune (*Numidia meleagris*) et du poulet de chair (*Gallus domesticus*) en milieu tropical sec, 146, 3 : 199-208.
- 100- Gonzales E., Buyse J., Sartori J., Loddi M., Decuypere E. (1999):** Metabolic disturbances in male broilers of different strains. 2. Relationship between the thyroid and somatotropic axes with growth rate and mortality. Poultry science, 78: 516- 521.
- 101- Gornall A.G., Bardawill C.J., David M.M. (1949):** Determination of serum protein by means of the Biuret method. J Biol Chem, 177: 751-766.
- 102- Green S.A., Jenkins S.J., Clark P.A. (1982):** A comparison of chemical and electrophoretic methods of serum protein determination in clinically normal domestic animals of various ages. Cornell Vet, 72:416-426.

- 103- Gregory C., Dean C., Porter T. (1998):** Expression of chicken thyroid stimulating hormone beta-subunit messenger ribonucleic acid during embryonic and neonatal development. *Endocrinology*, 139 (2): 474-478.
- 104- Groscolas R. (1989):** Adaptation au jeûne prolongé : rôle et métabolisme du tissu adipeux chez les oiseaux antarctiques et subantarctiques. Actes du colloque sur la recherche Française dans les terres australes : 67-77.
- 105- Guyton A.C. (1991):** The thyroid metabolic hormones. In: Textbook of medical physiology, 8th ed. Philadelphia: 831-841.
- 106- Gyorffy A. (2008):** Selected endocrine factors of energy metabolism. PhD thesis. Post graduate school of veterinary science. Zagreb.
- 107- Harr K.E. (2002):** Clinical chemistry of companion avian species: a review. *Vet Clin Path*, 3:140-151.
- 108- Harr K.E. (2006):** Diagnostic value of Biochemistry. In: G.J. Harrison, T.L. Lightfoot. *Clinical avian medicine. Volume II.* Spix Publishing, Inc, Palm Beach, Florida: 611-629.
- 109- Harris D.J. (2009):** Clinical tests. In: Handbook of avian medicine (second edition): 77-84. www.elsevierhealth.com visité le 19/07/2013
- 110- Hartman S., Taleb S.A., Geng T., Gyenai K., Guan X., Smith E. (2006):** Comparison of plasma uric acid levels in five varieties of the domestic turkey, *Meleagris gallopavo*. *Poultry science*, 85:1791- 1794.
- 111- Hasegawa M.Y., Fonteque J.H., Kohayagawa A., Boretti L.P. (2002):** Serum protein electrophoresis evaluation in adult broiler breeders (*Gallus gallus domesticus*) of the avian farm strain. *Rev Bras Cien Avic*, 4(3): 203-207.
- 112- Hawkey C., Hart MG. (1987):** An analysis of the incidence of hyperfibrinogenemia in birds with bacterial infections. *Avian Path*, 17: 427-432.
- 113- Hayashi K., Kuroki H., Kamizono T, Ohtsuka A. (2009):** Comparison of the effects of thyroxine and triiodothyronine on heat production and skeletal muscle protein breakdown in chicken. *J. Poultry science*, 46: 212- 216.
- 114- Hazelwood R.L. (1986):** Carbohydrate metabolism. In: *Avian physiology*, 4th ed, Sturkie, PD ed, King sport press. Tennessee: 303-325.
- 115- Henny J., Petclerc C., Fuentes- Arderviv X., Hyltoft Petersen P., Queraltó J.M., Schiele F., Siest G. (2001):** Réviser le concept de valeurs de référence : une nécessité. *Annales de Biologie Clinique*, vol 5, n° 4 : 383-392.
- 116- Henny J. (2009):** The IFCC recommendations for determining reference intervals: strengths and limitations. *J Lab Med*, 33(2): 45-51.
- 117- Henny J. (2011):** Etablissement et validation des intervalles de référence au laboratoire de biologie médicale. *Annales de Biologie Clinique*, volume 69, numéro 02 : 229-237.
- 118- Henry R.J., Cannon D.C., Winkerman J.W. (1974):** Clinical chemistry, principles and technics, 2nd edition, Harper and Row. Hargestown: 646.

- 119- Hernandez M., Margalida A. (2010):** Haematology and blood chemistry reference values and age-related changes in wild Bearded Vultures (*Gypaetus barbatus*). *Journal of Wildlife disease*, 46(2):390-400.
- 120- Hochleithner M. (2013):** Chapter 11: Biochemistries. In: Avian medicine online, by Harrison's bird foods: 223-245. www.avianmedicine.net/publication/chapter11-biochemistries/ visité le 15/07/2013
- 121- Hornbuckle W.E., Simpson K.W., Tennant B.C. (2008):** Gastrointestinal function. In: Kaneko, Harvey, Bruss, editors. *Clinical biochemistry of domestic animals*. 6th edition. San Diego Academic press: 413-457.
- 122- Hoshino S., Noda M., Yamamoto R., Wakita M. (1997):** Radioimmunoassay for thyroid hormones in chicken serum. *Bull.Fac. Bioresources*, 17: 1-5.
- 123- Hubbard. (2003):** Guide d'élevage poulet de chair Hubbard Isa. www.hubbard-isa.com visité le 12/02/2013
- 124- ITAVI. (2013):** Situation de la production et des marchés avicoles. www.itavi.asso.fr visité le 11/09/2013
- 125- Javid I., Ashgar A.M., Tanveer A., Shamsul H., Sohail H.K. (2012):** Comparative performance of different economic traits of four imported broiler strains under local conditions of Pakistan. *Pakistan J. Agr. Res*, 25(1): 76-82.
- 126- Joavello F.N. (2007):** Effet de la supplémentation en volihot sur les performances zootechniques de poulet de chair en période de stress thermique. Thèse présentée pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire. Université Cheikh Anta Diop. Dakar.
- 127- Jurani M., Vyboh P., Zeman M., Lamosova D., Kostal L., Blazicek P. (2004):** Post-hatching dynamics of plasma biochemistry in free-living European starlings (*Sturnus vulgaris*). *Comp. Biochem. Physiol*, 138 A: 89- 95.
- 128-Kabasakalian P., Kalliney S., Wescott A. (1973):** Determination of uric acid in serum with use of uricase and tribromophenol aminoantipyrine chromogen. *Clin chem*, 19 (5): 522-524.
- 129- Kaneko J.J. (1997a):** Serum proteins and the dysproteinemias. In: Kaneko JJ, ed. *Clinical Biochemistry of Domestic Animals*, 5th ed. San Diego, CA: Academic Press: 117-137.
- 130- Kaneko J.J. (1997b):** Thyroid function In: JJ Kaneko, JW Harvey, ML Bruss, editors. *Clinical biochemistry of domestic animals*, 5th edition, San Diego Academic Press: 571-588.
- 131- Kaplan L.A., Pesce A.J. (1989):** Clinical chemistry theory, analysis, and correlation. 2nd edition. The CV Mosby Company. Saint Louis. Baltimore. Philadelphia. Toronto.
- 132- Karasawa Y., Tasaki I., Yokota H.O., Shibata F. (1973):** Comparative effect of intravenously administered nitrogenous compounds on uric acid synthesis in chickens fed a 20% protein diet. *J of Nutrition*, 108(8): 1208-1211.
- 133- King D.B., May J.D. (1984):** Thyroidal influence on body growth. *J. Exp. Zool*, 232: 453-460.

- 134- Koinarski V., Angelov G., Lalev M. (2001):** Haematologic and blood electrolytes changes in broiler chickens experimentally invaded with *Eimeria tenella*. *Bulgarian J Vet Med*, 4: 237-242.
- 135- Koochakasaraie R.R., Irani M., Valizadeh M.R., Rahmani Z., Gharahveysi S. (2010):** A study on the effect of Cimmamon powder in diet on serum glucose level in broiler chicks. *Global Veterinaria*, 4 (6): 562-565.
- 136- Krasnodebska-Depta A., Koncicki A. (2000):** Physiological values of selected serum biochemical indices in broiler chickens. *Medycyna Wet*, 56:456-460.
- 137-Kudair I.M., Al- Hussary N.A.J. (2010):** Effect of vaccination on some biochemical parameters in broiler chickens. *Iraqi journal of veterinary science*, 24 (2):59-64.
- 138-Kumar Juneja R., Gahne B., Kuryl J., Gasparska J. (1982):** Genetic polymorphism of the vitamin-D binding protein and a pre-transferrin in chicken plasma. *Hereditas*, 96:89-96.
- 139- Kurtede A., Asti R., Sel T., Kurtdeded N., Karagul H., Otalay O., Guzel M. (2004):** Effect of anti-inflammatory and immunosuppressives doses of prednisolone on serum triiodothyronine, thyroxine and free thyroxine concentrations and thyroxine morphology in the dog. *Revue de Méd.Vét*, 155, 6: 324-330.
- 140- Kuryl J. (1978):** Electrophoretic forms and the heredity of prealbumin and albumins in the blood plasma and egg content of hens. *Pr Mater Zootech*, 15: 89-104.
- 141- Larbier M., Leclercq B. (1992) :** Nutrition et alimentation des volailles. INRA Editions.
- 142-Larsen P.R., Wilson J.D., Foster D.W., Kronenberg H.M., et al. (1998).** Thyroid. In: Williams's textbook of endocrinology. USA: WB Saunders Company, 389-515.
- 143-Lauterio T., Scanes C. (1987):** Hormonal responses to protein restriction in two strains of chickens with different growth characteristics. *J. Nutr*, 117: 758- 763.
- 144-Le Carrer D., Bach –Ngohou K. (2005):** L'électrophorèse capillaire automatisée en biologie clinique. Colloque du syndicat national des biologistes des hôpitaux. *Spectra Biologie n°146* : 47-52.
- 145-Leclercq B. (1983):** The influence of dietary protein content on the performance of genetically lean or fat growing chickens. *Br. Poultry Science*, 24: 581-587.
- 146-Leclercq B., Henry Y., Lebas F. (1996):** Evolution de la nutrition des espèces monogastriques. *INRA Prod Anim, HS*, 85-94.
- 147- Leclercq B., Beaumont C. (2000):** Etude par simulation de la réponse des troupeaux de volailles aux apports d'acides aminés et de protéines. *INRA Prod Anim*, 13(1) : 47-59.
- 148-Leesson S., Summers J.D. (1980):** Production and carcass characteristics of the broiler chicken. *Poultry Science*, 59: 786-798.
- 149-Le maho Y., Robin J.P., Chérel Y. (1988):** Starvation as a treatment for obesity: the need to conserve body proteins. *News Physiol Scie*, 3: 21-24.

- 150-Lessire M. (1995):** Qualité des viandes de volailles : le rôle des matières grasses alimentaires. INRA Prod Anim, 8 : 335-340.
- 151-Lewandowski A.H., Campbell T.W., Harrison G.J. (1986):** Clinical chemistries. In: Harrison G, Harrison L (eds): Clinical avian medicine and surgery. Philadelphia, WB, Saunders.
- 152- Lin G.L., Himes J.A., Cornelius C.E. (1974):** Bilirubin and biliverdin excretion by the chicken. Am J Phys, 226: 881-885.
- 153- Lin H., Decuyper E., Buyse J. (2008):** Effect of thyroid hormones on the redox balance of broiler chickens. Asian- Australian journal of animal science, vol 21, number 6: 794- 800.
- 154- Lind G.W., Gronwall R.R., Cornelius C.E. (1967):** Bile pigments in the chicken. Res Vet Sci, 8: 280-282.
- 155- Loul S. (1998):** Alimentation discontinue ou séparée en céréales chez les poulets de chair en zone tropicale. Thèse présentée pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire. Université Cheikh Anta Diop. Dakar.
- 156-Lu J., Mc Murty J., Coon,C. (2007):** Developmental changes of plasma insulin, glucagon, insuline-like growth factors, thyroid hormones, and glucose concentrations in chick embryos and hatched chicks. Poultry science, 86: 673- 683.
- 157-Luger D., Shinder D., Rzepakovsky V., Rusal M., Yahav S. (2001):** Association between weight gain, blood parameters, and thyroid hormones and the development of ascites syndrome in broiler chickens. Poultry science, 80: 965- 971.
- 158-Lumeij J.T. (1987):** A contribution to clinical investigative methods for birds, with special reference to the racing pigeon (*Columba livia domestica*). Utrecht, 186p.
- 159-Lumeij J.T. (1990):** Relation of plasma calcium to plasma protein and albumin in African gry (*Psittacus erithacus*) and Amazon (*Amazonas pp*) parrots. Avian pathology, 19(4): 661-667.
- 160-Lumeij J.T. (1997):** Avian clinical biochemistry. In Kaneko, Harvey, Bruss, editots. Clinical biochemistry of domestic animals. 5th ed. San Diego Academic press, 857-883.
- 161-Lumeij J.T. (2008):** Avian clinical biochemistry. In Kaneko, Harvey, Bruss, editots. Clinical biochemistry of domestic animals. 6th ed. San Diego Academic press, 839- 872.
- 162-Lumeij J.T., Westerhof I. (1987):** Blood chemistry for the diagnosis of hepatobiliary disease in birds. Vet Quarterly, 9:255-261.
- 163-Lumeij J.T., De Bruijne J.J., Kwant M.M. (1990):** Comparison of different methods of measuring protein and albumin in pigeon sera. Avian Path, 19:255-261.
- 164-Lumeij J.T., Remple J.D., Riddle K.E. (1993):** Relationship of plasma total protein and albumin to total calcium in peregrine falcons (*Falco peregrinus*). Avian pathology. 22(1):183-188.
- 165-Lumeij J.T., Mc Lean B. (1996):** Total protein determination in pigeon plasma and serum: comparison of refractometric methods with biuret method. J Avian Med Surg, 10: 150-152.

- 166-Maugeri D., Santangelo A., Parbagallo P., Bonanno M.R., Malaguarnera M., Irizza I., Speciale S., Tomarchio M., Curasi M.P., Panebianco P. (1999):** Thyroid hormones and lipid metabolism in a group of patients over seventy. *European review for medical and pharmacological sciences*, 3: 211-216.
- 167-Mayes P.A. (1989a):** Vue d'ensemble du métabolisme intermédiaire. Dans : Précis de Biochimie de Harper, 7^{ème} édition, DK Granner, PA Mayes, RK Murray, VW Rodwell. Ed Les presses de l'Université de Laval et Eska, Québec- Paris : 160-167.
- 168-Mayes P.A. (1989b) :** Glycolyse et oxydation du pyruvate. Dans : Précis de Biochimie de Harper, 7^{ème} édition, DK Granner, PA Mayes, RK Murray, VW Rodwell. Ed Les presses de l'Université de Laval et Eska, Québec- Paris : 177- 184.
- 169-Mayes P.A. (1989c) :** Métabolisme du glycogène. Dans : Précis de Biochimie de Harper, 7^{ème} édition, DK Granner, PA Mayes, RK Murray, VW Rodwell. Ed Les presses de l'Université de Laval et Eska, Québec- Paris : 185-192.
- 170-Mayes P.A. (1989d) :** Gluconéogenèse et voies des pentoses phosphate. Dans : Précis de Biochimie de Harper, 7^{ème} édition, DK Granner, PA Mayes, RK Murray, VW Rodwell. Ed Les presses de l'Université de Laval et Eska, Québec- Paris : 193-201.
- 171-Mayes P.A. (1989e) :** Oxydation et biosynthèse des acides gras. Dans : Précis de Biochimie de Harper, 7^{ème} édition, DK Granner, PA Mayes, RK Murray, VW Rodwell. Ed Les presses de l'Université de Laval et Eska, Québec- Paris : 222-234.
- 172-Mayes P.A. (1989f) :** Régulation du métabolisme des lipides et des carburants tissulaires. Dans : Précis de Biochimie de Harper, 7^{ème} édition, DK Granner, PA Mayes, RK Murray, VW Rodwell. Ed Les presses de l'Université de Laval et Eska, Québec- Paris : 284-296.
- 173-Mc Gowan M.W., Artiss J.D., Strandberg D.R., Zak B. (1983):** A peroxidase-coupled method for the colorimetric determination of serum triglycerides. *Clin. Chem*, 29: 538-542.
- 174-Mc Kineley W.P., Oliver W.F., Maw W.A., Common F.H. (1953):** Filter paper electrophoresis of serum proteins of the domestic fowl. *Proc Soc Expl Biol Med*, 84:346-351.
- 175-Mc Nabb F.M.A. (1995):** Thyroid hormones, their activation, degradation and effects on metabolism. Conference presented as part of the 59th annual poultry nutrition.
- 176- Mc Nabb F.M.A. (1998):** Chapter 17: Thyroids. In *sturkie's avian physiology*. 5th ed. Edited by G.C.Whittow: 461- 471.
- 177- Mc Nabb F.M.A., Olson J.M. (1996):** Development of thermoregulation and its hormonal control in precocial and altricial birds. *Poultry and avian biology reviews*, 7(2/3): 111-125.
- 178- Médaille C., Briend- Marchal A., Braun J.P. (2005) :** Prélèvement sanguin. *EMC-Vétérinaire*, 2, 1-13.
- 179-Meij B.P., Mol J.A. (2008):** Adrenocortical function. In: Kaneko, Harvey, Bruss, editors. *Clinical biochemistry of domestic animals*. 6th edition. San Diego Academic press: 351-378.
- 180- Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural. (2012) :** Avant projet d'une charte de qualité et pacte de croissance encadrant et engageant les activités des professionnels

de la filière avicole pour la structuration et la modernisation de l'aviculture nationale.
www.miniagri.dz visité le 19/04/2013

- 181- Miranda R., Mundim A., Costa A., Guimaraes R., Silva F. (2008):** Serum biochemistry of 4-day old ostriches (*Struthio camelus*). *Pesq Vet Braz*, 28 N° 9 Rio de Janeiro.
- 182- Mizobe M., Kondo F., Kumamoto Y., Seguchi H. (1997):** High performance liquid chromatographic analysis of bilirubin and biliverdin from jauniced broilers. *J Vet Med Sci*, 59(8): 677-680.
- 183-Mohanna C., Nys Y. (1998):** Influence of age, sex and cross on body concentrations of trace elements (zinc, iron, copper and manganese) in chickens. *Br Poultry Sci*, 39: 536-543.
- 184-MontesinosA., SainzA., PablosM.V., MazuchelliF., TesouroM.A. (1997):** Haematological and plasma biochemical reference intervals in young white storks. *J. Wildlife Dis*, 33:405-412.
- 185-Moore D.H. (1948):** Effect of reciprocal steroid treatment on the electrophoretic patterns of fowl sera. *Endocrinology*, 42: 35-45.
- 186-Moravej H., Khazali H., Shivazad M., Mehrabani-Yeganeh H. (2006):** Plasma concentrations of thyroid hormones and growth hormone in Lohmann male broilers fed on different dietary energy and protein levels. *International journal of poultry science*, 5(5): 457-462.
- 187-Murakami A., Akiba Y., Horiguchi M. (1992):** Growth and utilization of nutrients in newly-hatched chicks with or without removal of residual yolk. *Growth Dev Aging*, 56(2): 75-84.
- 188-National Research Council. (1994):** Nutrient requirements for poultry. Ninth review. Ed. National Academy press. Washington, D.C.
- 189-Navidshad B., Shivarzad M., Zarehshahneh A., Rahimi G. (2006):** Effects of feed restriction and dietary fat saturation on performance and serum thyroid hormones of broiler chickens. *Int. J. of Poultry science*, 5(5): 436- 440.
- 190-Nazifi S., Gheisari H.R., Shaker F. (2002):** Serum lipids and lipoproteins and their correlations with thyroid hormones in clinically healthy goats. *Veterinarski Arhiv*, 72(5): 249-257.
- 191-Nazifi S., Saeb M., Rowghani E., Hassankhani M., Hassashahi F., Ghafari N. (2007):** Studies on the physiological relationship between thyroid hormones, serum lipid profile and erythrocyte antioxidant enzymes in clinically healthy Iranian fat-tailed sheep. *Bulgarian journal of Vet Med*, 10 (3): 161-167.
- 192-Ngom S. (2004):** Ebauche d'un référentiel sur la composition des matières premières utilisables en alimentation des volailles au Sénégal. Thèse présentée pour l'obtention du Doctorat de troisième cycle de chimie et biochimie des produits naturels. Université Cheikh Anta Diop. Dakar.
- 193-Nir I., Nitsan Z., Keven-Zvi S. (1988):** Fat deposition in birds. Dans: *Leanness in domestic birds*. Leclercq B et Whithead CC. Institut national de la recherche agronomique Butterworths. London : 141-174.

- 194-Nitsan Z., Ben-Avraham G., Zoref Z., Nir I. (1991):** Growth and development of the digestive organs and some enzymes in broiler chicks after hatching. *Br Poultry Sci*, 32(3): 515-523.
- 195-Noble R.C., Cocchi M. (1990):** Lipid metabolism and the neonatal chicken. *Prog Lipid Res*, 29(2): 107-140.
- 196-Nourmohammadi R., Hosseini M., Saraee H., Arab A. (2011):** Plasma thyroid hormone concentrations and pH values of some GI- tract segments of broilers fed on different dietary citric acid and microbial phytase levels. *American journal of animal and veterinary sciences*, 6(1): 1-6.
- 197-Nwaoguikpe R.N. (2010):** Plasma glucose, protein and cholesterol levels of chicks or birds maintained on pawpaw (*Carica papaya*) seed containing diet. *Pakistan J of nutrition*, 9 (7): 654-658.
- 198-Nys I. (2001):** Oligo-éléments, croissance et santé du poulet de chair. *INRA Prod Anim*, 14(3) : 171-180.
- 199-Okumura J.I., Tasaki I. (1997):** Effect of fasting, refeeding and dietary protein level on uric acid and ammonia content of blood, liver and kidney in chickens. *Journal of nutrition*, 97:316- 320.
- 200-Omer S.A., Koughali S.M.E., Agab H., Samad H.A. (2006):** Studies on some biochemical and hematological indices of Sudanese camels. *Sud J Vet Sci Anim Husb*, 45 (1, 2): 8-14.
- 201-Panigrahy B., Rowe L.D., Corrier D.E. (1986):** Hematological values and changes in blood chemistry in chickens with infectious bursal disease. *Research Vet Sci*, 40: 86-88.
- 202-Pavlovski Z., Skrbic Z., Lukic M., Petricevic V., Trenkovski S. (2009):** The effect of genotype and housing system on production results of fattening chickens. *Biotechnology in animal husbandry*, 25 (3-4):221-229.
- 203-Peebles E.D., Cheaney J.D., Brake J.D., Boyle C.R., Latour M.A. (1997):** Effects of added dietary lard on body weight and serum glucose and low density lipoprotein cholesterol in random bred broiler chickens. *Poultry science*, 76: 29-36.
- 204-Pinnell A.E., Northam B.E. (1978):** New automated dye-binding method for serum albumin determination with bromocresol purple. *Clin Chem*, 24(1): 80-86.
- 205-Piotrowska A., Burlikowska K., Szymeczko R. (2011):** Changes in blood chemistry in broiler chickens during the fattening period. *Folia biologica (Krakow)*, vol 59, n° 3-4: 183-187.
- 206-Preynat-Seaube O., Deom A., Kessler D. (2010) :** Echantillon hémolysé, lipémique, ictérique. Fiche 131, centre suisse de contrôle qualité. www.cscq.ch/SiteCSCQ/ visité le 12/01/2013
- 207-Proudman J., Siopest T. (2005):** Thyroid hormone and prolactin profiles in male and female turkeys following photostimulation. *Poultry science*, 84: 942- 946.
- 208-Pucci E., Chiovato L., Pinchera A. (2000):** Thyroid and lipid metabolism. *Inter J Obes Rel Met Dis*, 24 (2): 109-112.

- 209-Quentin M., Bouvarel I., Bastianelli D., Picard M. (2004)** : Quels besoins du poulet de chair en acides aminés essentiels. INRA Prod. Anim, 17 (1) : 19-34.
- 210- Quintavalla F., Bigliardi E., Bertoni P. (2001)**: Blood biochemical baseline values in the ostrich (*Struthio camelus*). Università degli studi di Parma. Annali della facoltà di Med Vet, XXI : 61-71.
- 211-Raclot T. (2003)**: Selective mobilization of fatty acids from adipose tissue triacylglycerols. Prog Lip Research, 42, 4: 257-288.
- 212-Rahimi G. (2005)**: Thyroid hormones characteristics and hepatic deiodinase enzyme activity in broiler lines selected for growth and feed conversion. Int. J. of Poultry science, 4(7): 482-487.
- 213-Rajman M., Jurani M., Lamosova D., Macajova M., Sedlackova M., Kostal L., Jesova D., Vyboh P. (2006)**: The effects of feed restriction on plasma biochemistry in growing meat type chickens (*Gallus gallus*). Comp. Bio- chem. Physiol. A, 145:363-371.
- 214-Rakotomalala R. (2011)**: Tests de normalité techniques empiriques et tests statistiques. Université Lumière Lyon 2.
- 215-Rand M.L., Murray R.K. (2002)**: Protéines plasmatiques, immunoglobulines, et coagulation sanguine. Dans : Murray, Granner, Rodwell, Mayes, editors. Biochimie de Harper, 25th ed, Bruxelles, De Boeck Université: 737-762.
- 216-Raymond G. (2004)**: Communication chimique. Dans : Physiologie animale organismique et cellulaire. Chapitre 9. 2. Hormones-modulateurs endocrines. Université de Liège. www2.ulg.ac.be/physioan/chapitre visité le 16/03/2013
- 217-Reddish J.M., Liburn M.S. (2004)**: A comparison of growth and development pattern in diverse genotype of broiler. 1. Male broiler growth. Poultry Science, 83: 1067-1071.
- 218-Richmond W. (1973)**: Preparation and properties of a cholesterol oxidase from *Nocardia* sp and its application to the enzymatic assay of total cholesterol in serum. Clin Chem, 19(12): 1350-1356.
- 219-Rodgers J.D., Gass G.H. (1983)**: The effect of age on serum protein in mice. Exp. Gerontol, 18:39- 45.
- 220-Rodwell V.W. (1989)** : Catabolisme de l'azote des acides aminés. In : précis de Biochimie de Harper. 7^{ème} édition. (Granner D.K, Mayes P.A, Murray R.K, Rodwell V.W): 305- 314.
- 221-Rodwell V.W. (2002)** : Transformation des acides aminés en produits spécialisés. In : Murray, Granner, Rodwell, Mayes, editors. Biochimie de Harper, 25th ed, Bruxelles, De Boeck Université: 347-358.
- 222-Roeschlau P., Bernt E., Gruber W.A. (1974)**: Enzymatic determination of total cholesterol in serum. Z Klin Chem Klin Biochem, 12:226.
- 223-Roman Y., Bomsel-Demontoy M.C., Levrier J., Ordonneau D., Duvernoy D.C., Saint Jalme M. (2009)**: Influence of molt on plasma protein electrophoretic patterns in Bar-headed geese (*Anser Indicus*). J Wildlife disease, 45(3): 661-667.

- 224-Roman Y., Bomsel-Demontoy M.C., Levrier J., Chaste-Duvernoy D., Saint Jalme M. (2013):** Plasma protein electrophoresis in birds. Comparison of a semi- automated agarose gel system with an automated capillary system. *J Avian Med and Surg*, 27(2): 9-108.
- 225-Rosenthal K.L., Johnston M.S., Shofer F.S. (2005):** Assessment of the reliability of plasma electrophoresis in birds. *Am J Vet Res*, 66: 375- 378.
- 226-Rosol T.J., Capen C.C. (1997):** Calcium-regulating hormones and diseases of abnormal mineral (calcium, phosphorus, magnesium) metabolism. In: Kaneko, Harvey, Bruss, editors. *Clinical biochemistry of domestic animals*, 5th edition. San Diego Academic press: 61-702.
- 227-Roskopf W.J., Woerpel R.W. (1984):** Clinical experience with avian laboratory diagnostics. *Vet Clin North Am*, 14:2.
- 228-Rudeaux F., Bastianelli D. (2003):** L'alimentation du poulet de chair en climat chaud. Dans : *La production de poulets de chair en climat chaud*. Ed ITAVI : 70- 76.
- 229-Saxton D.R., Seldinn D.W. (1986):** Clinical interpretation of laboratory values. In: Kokko, Tannen, editors. *Fluids and electrolytes*. Philadelphia, saunders: 3-62.
- 230-Scanes C.G. (2008):** Perspectives on analytical techniques and standardization. *Poultry Sci*, 87(11): 2175-2177.
- 231-Scanes C.G. (2009):** Perspectives on the endocrinology of poultry growth and metabolism. *Gen Comp Endocrinology*, 163: 24-32.
- 232-Schmidt E., Paulillo A., Locatelli-Dittrich R., Santin E., Da Silva P., Beltrame O., De Oliveira E. (2007):** The effect of age on hematological and serum biochemical values on juvenile ring-necked pheasants (*Phasianus colchicus*). *Int Jour of Poultry science*, 6(6):459-461.
- 233-Shalev B.A. (1995):** Comparative growth and efficiency of various avian species. dans: *World animal science, Cg, Poultry Production*. Hunton P. Ed. Elsevier New-York: 53-78.
- 234-Shen Xiaoli., Zhiming Zhang., Bin Ja., Ya Tu., Yongzhi Tian. (2008):** Blood cell morphology, some hematological and serum biochemistry values of common kestrel (*Falco tinnunculus*). *Journal of sustainable development*, vol 1 (2).
- 235-Siliart B. (2004):** Cours biologie clinique. Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes. Département de biologie et pathologie : 5-19.
- 236-Siliart B., Nguyen F. (2007) :** Le mémento biologique du vétérinaire. Répertoire alphabétique de biochimie, endocrinologie et hématologie cliniques. Les éditions du point vétérinaire.
- 237-Silva P.R.L., Freitas Neto O.C., Laurentiz A.C., Junqueira O.M., Fagliari J.J. (2007):** Blood serum components and serum protein test of hybro- PG broilers of different ages. *Brazilian journal of poultry science*, 9:229- 232.
- 238- Simoyi M.F., Van Dyke K., Klandorf H. (2001):** Manipulation of plasma uric acid in broiler chicks and its effect on leukocyte oxidative activity. *Am J Physiology Regulatory Integrative Comp Physiol*, 282: 791- 796.

- 239-Slein M.W. (1963):** Methods of Enzymatic Analysis, (Bergmeyer, H.U. ed.) New York, Academic Press.
- 240-Snedecor G.W., Cochran W.G. (1989):** In: Statistical Methods. 8th Edition, The Iowa State University Press.
- 241-Soares P.R., Fonseca J.B., Silva M.D.E., Graces A.S.D., Rostagno H.S., Silva A.C.A. (1992):** Performance of broilers of four commercial strains housed at different densities. *Brusileira de Zooteenia*, 20: 74-79.
- 242-Solberg H.E. (2004):** The IFCC recommendation on estimation of reference intervals. The ref Val program. *Clin Chem Lab Med*, 42(7): 710-714.
- 243- Soldin S., Henderson L., Hill G. (1978):** The effect of bilirubin and ketones on reaction rate methods for the measurement of creatinine. *Clin Bioch*, 11(3): 82-86.
- 244-Stanford M. (2005):** Calcium metabolism. In: Harrison, Gregg. J, Lightfoot. T. *Clinical avian medicine*, first edition, chapter 5:141-152.
- 245-Sterling K.G., Pesti G.M., Bakalli R.I. (2006):** Performance of different broiler genotypes fed diets with varying levels of dietary crude protein and lysine. *Poultry science*, 8:1045-1054.
- 246- Stinefelt B.M. (2003):** Uric acid as an antioxidant and the effects of changes in plasma uric acid concentrations on broiler susceptibility to ascites. Master of Science. West Virginia University.
- 247-Stockham S.L., Scott M.A. (2002):** Introductory concepts. In : *Fundamentals of veterinary clinical pathology*. Blackwell publishing company, IOWA stat press: 3-31.
- 248-Stojevic Z., Milinkovic-Tur S., Curcija k. (2000):** Changes in thyroid hormones concentrations in chickens' blood plasma during fattening. *Veterinarski arhiv*, 70(1): 31- 37.
- 249-Sunderman F.W.Jr. (1975):** Current concepts of normal values, reference values, and discrimination values in clinical chemistry. *Clin Chem*, 21(13): 1873-1877.
- 250-Swennen Q., Janssens G., Millet S., Vansant G., Decuypere E., Buyse J. (2005):** Effects of substitution between fat and protein on feed intake and its regulatory mechanisms in broiler chickens: Endocrine functioning and intermediary metabolism. *Poultry science*, 84: 1051- 1057.
- 251-Szabo A., Mezes M., Horn P., Suto Z., Bazar G.Y., Romvari R. (2005):** Developmental dynamics of some blood biochemical parameters in the growing turkey (Meleagris Gallopavo). *Acta Veterinaria Hungarica*, 53(4):397- 409.
- 252- Talebi A. (2006):** Biochemical parameters in broiler chickens vaccinated against ND, IB and IBD. *Int J Poultry Science*, (5):1151-1155.
- 253- Talke H., Shubert G.E. (1965):** Enzymatic urea determination in the blood and serum in the Warburg optical test. *Klin Wochenschr*, 43:174-175.

- 254- Tao X., Zhang Z., Dong H., Zang H., Xint H. (2006):** Responses of thyroid hormones of market- size broilers to thermoneutral constant and warm cyclic temperatures. *Poultry science*, 85: 1520- 1528.
- 255- Tennant B.C., Center S.A. (2008):** Hepatic function. In: Kaneko, Harvey, Bruss, editors. *Clinical biochemistry of domestic animals*. 6th edition. San Diego Academic press: 379-412.
- 256- Tendonkeng F., Boukila B., Beguide A., Pamo T.E. (2009):** Essai de substitution du tourteau de soja par la farine de feuilles de Mouniga oleifera dans la ration finition des poulets de chair. *Revue Africaine de santé et de productions animales*, vol 7, n° S.
- 257- Thrall M.A., Weiser G., Allison R., Campbell T. (2012):** Clinical chemistry of common non domestic mammals, birds, reptiles, fish and amphibians. In *Veterinary haematology and clinical chemistry*. Second edition: 569-614.
- 258- Tietz N.W. (1986):** Textbook of clinical chemistry. Philadelphia, WB Saunders Co.
- 259- Tietz N.W. (1995):** Textbook of clinical chemistry, 3rd edition. Curtis, Silvermann, Christensen: 523-524.
- 260-Tiffany T.O., Jansen J.M., Burtis C.A., Overton J.B., Scott C.D. (1972):** Enzymatic kinetic rate and end-point analysis of substrate by use a GEMSAEC analyzer. *Clin Chem*, (18): 829-840.
- 261- Todini L. (2007):** Thyroid hormones in small ruminants: effects of endogenous, environmental and nutritional factors. *Animal*, 1(7):997-1008.
- 262- Trivedi R., Rebar L., Berta E., Stong L. (1978):** New enzymatic method for serum uric acid at 500nm. *Clin chem*, 24(11): 1908- 1911.
- 263- Trumel C., Schelcher F., Braun J.P., Guelfi J.F. (1996):** L'électrophorèse des protéines sériques : principes d'interprétation chez le chien, le chat, et le cheval. *Rev Med Vet*, 147 :123-130.
- 264- Tureen L.L., Warecka K., Young P.A. (1966):** Immunophoretic evaluation of blood serum proteins in chickens. 1. Changing protein patterns in chickens according to age. *Proc Soc Exp Biol Med*, 122:72-732.
- 265- Turkoglus M., Akin M. (1991):** Performance characteristics and skeletal deformities among commercial broiler strains produced in turkey.
- 266- Uni Z., Noy Y., Sklan D. (1996):** Development of the small intestine in heavy and light strain chicks before and after hatching. *Br Poultry science*, 37(1): 63-71.
- 267- Upragarin N., Toussaint M.J.M., Tooten P.C.J., Van Asten A.JA.M., Wajjwalku W., Gruys E.(2005):** Acute phase protein reaction in layer chickens. A calculated acute phase protein index as measure to assess health during the rearing period. In: 5th Colloquium on animal acute phase proteins, Dublin, Ireland: 40.
- 268-Vecerek V., Strakova E., Suchy P., Voslarova E. (2002):** Influence of high environmental temperature on production and haematological and biochemical indexes in broiler chickens. *Czech Anim Sci*, 47: 176-182.

- 269- Verstappen F.A., Lumeij J.T., Bronneberg R.G. (2002):** Plasma chemistry reference values in ostriches. *J Wild Dis*, 38(1): 154-159.
- 270-Vincent J.L. (2006) :** Chapitre 37 : Physiologie de l'albumine. Dans : Physiologie humaine appliquée. Par : Martin C, Riou B, Vallet B. Ed Arnette : 533-536.
- 271- Wasfi I.A., Hafez A.M., El Tayeb F.M.A., El Taher A.Y. (1987):** Thyroid hormones, cholesterol, and triglycerides levels in the camel. *Res Vet Sci*, 42:418.
- 272-Webster D., Bignell A.H.C., Attwood E.C. (1974):** An assessment of the suitability of bromocresol green for the determination of serum albumin. *Clin Chem Acta*, 53(1): 101-108.
- 273- Werner L.L., Reavill D.R. (1999):** The diagnostic utility of serum protein electrophoresis. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 2: 651-662
- 274-White A., Handler P., Smith E.L. (1973):** Principles of biochemistry. (5th edition): McGraw-Hill Kogakusha Ltd., pp 1296.
- 275-Wicher T., Bienvenu J., Price C.P. (1991):** Molecular biology, measurement and clinical utility of the acute phase protein. *Pure and Applied Chem*, 63:1111-1116.
- 276-Wissman M.A. (2006):** Avian plasma proteins. Exotic PetVet.net. www.exoticpetvet.net/avian/index
- 277- Wojcik A., Mituniewicz T., Iwanczuk K., Ernik C.Z., Sowinska J., Witkowska D., Chorazy L. (2009):** Contents of macro and micro elements in blood serum and breast muscle of broiler chickens subjected to different variants of pre slaughter handling. *Czech J Anim Sci*, 54 (4): 175-181.
- 278- Wyss M., Kaddurah- Daouk R. (2000):** Creatine and creatinine metabolism. *Physiol Rev*, 80:1107- 1213.
- 279- Yadalam S. (2001):** Modeling broiler energy and protein metabolism. Master of Science. Auburn University. Alabama.
- 280- Yaman M.A., Kita K., Okumura J. (2000):** Different responses of protein synthesis to refeeding in various muscles of fasted chicks. *Br Poultry science*, 41:224- 228.
- 281-Yanagawa N., Lee D.B.N. (1992):** Renal handling of calcium and phosphorus. In: Coe, Favus, editors. *Disorders of bone and mineral metabolism*. New York Raven press: 3-40.
- 282- Yang X.J., Sun X.X., Li C.Y., Wu X.H., Yao J.H. (2011):** Effects of copper, iron, zinc and manganese supplementation in a corn and soybean meal diet on the growth performance, meat quality, and immune responses of broiler chickens. *J Appl Poult Res*, 20:263-271.
- 283-Yen P.M. (2001):** Physiological and molecular basis of thyroid hormone action. *Physiol Rev*, 81 (3): 1097-1142.
- 284- Zaman Q., Khan M.Z., Islam N., Muhammad G. (1995):** Experimental furazolidone toxicosis in broiler chicks: effect of dosage, duration and age upon clinical signs and some blood parameters. *Acta Vet Hungarica*, 43: 359-367.