AgEcon SEARCH
RESEARCH IN AGRICULTURAL & APPLIED ECONOMICS

The World's Largest Open Access Agricultural & Applied Economics Digital Library

This document is discoverable and free to researchers across the globe due to the work of AgEcon Search.

Help ensure our sustainability.

Give to AgEcon Search

AgEcon Search
http://ageconsearch.umn.edu
aesearch@umn.edu

*Papers downloaded from **AgEcon Search** may be used for non-commercial purposes and personal study only. No other use, including posting to another Internet site, is permitted without permission from the copyright owner (not AgEcon Search), or as allowed under the provisions of Fair Use, U.S. Copyright Act, Title 17 U.S.C.*

CARIBBEAN FOOD CROPS SOCIETY

41

Forty First
Annual Meeting 2005

GUADELOUPE

Vol. XXXXI - Number 2

Proceedings of the Caribbean Food Crops Society. 41(2): 224-230. 2005

RECONSTRUCTING GRAZING SYSTEMS FOR INTEGRATED CONTROL OF GASTRO-INTESTINAL PARASITISM IN SMALL RUMINANTS.

REPENSER LES SYSTEMES PATURES POUR UN CONTROLE INTEGRE DES PARASITES GASTRO-INTESTINAUX DES PETITS RUMINANTS.

MAHIEU, M., MANDONNET, N., ARCHIMEDE, H., ALEXANDRE, G.
INRA Unité de Recherches Zootechniques, 97170 Petit Bourg (F.W.I.)
mahieu@antilles.inra.fr

ABSTRACT: Gastrointestinal parasitism represents one of the worst threats to small ruminant farming profitability in the humid tropics. The current control policies, relying mainly on anthelmintics, are increasingly ineffective due to resistances against one, two or even three anthelmintic families. New anthelmintics are not to be expected in the near future, due to increasing economic, legislative and consumer constraints. Researching new control methods requires a comparative analysis of evolution mechanisms acting on parasite host relationship in the wild, and those acting in farm conditions, which have made the parasites over-adapted. Nature can teach us valuable lessons in biology and population dynamics of the parasites, and can help us in tailoring grazing systems to reduce the probability of the encounter of host and parasite, though the return to the natural balance is inconceivable. Moreover, integrated systems of control must apply a combination of methods aimed at reinforcing the host defences (i.e. breeding, vaccination and good feeding level) or decreasing parasite survival (plant or forage with anthelmintic property, nematophagous fungi). Anthelmintic drugs must be used only on animals which are unable to resist the parasites, in order to limit the selective challenge for anthelmintic resistance (i.e. the Famacha© method).

RESUME : Le parasitisme gastro-intestinal représente une menace majeure pour la rentabilité de l'élevage des Petits Ruminants en zone tropicale humide. Les méthodes de contrôle actuelles, basées principalement sur l'usage de médicaments anthelminthiques, sont de plus en plus fréquemment mises en échec par l'apparition de souches de parasites résistantes à une, deux, voire trois familles de médicament. Le renouvellement de l'arsenal pharmaceutique est pratiquement exclu, du fait des contraintes économiques, réglementaires et sociétales. La recherche de solutions passe par l'analyse comparée du milieu naturel et des conditions d'élevage qui ont conduit à déséquilibrer les relations hôte parasites en faveur de ces derniers. Le retour à l'équilibre évolutif naturel n'étant pas envisageable, il est néanmoins possible d'optimiser les systèmes de pâturage en intégrant les connaissances acquises sur la biologie et la dynamique des populations parasitaires, de façon à réduire la probabilité de rencontre hôte parasite. Un programme de lutte intégré doit comprendre dans le même temps une combinaison de moyens visant à renforcer les défenses de l'hôte (sélection, vaccination, alimentation), et à accroître la mortalité du parasite (utilisation de plantes médicinales ou fourragères à effet anthelminthique, de champignons prédateurs de larves de nématodes…). Enfin, l'usage des antiparasitaires existants doit être limité au seul traitement des cas cliniques pour limiter la pression de sélection des allèles de résistance (ex. : méthode Famacha©).

L'échec de l'éradication médicamenteuse

Le parasitisme gastro-intestinal est très répandu en élevage de petits ruminants, et constitue un problème majeur dans de nombreuses situations. Les connaissances acquises sur leur cycle biologique et la mise au point de médicaments antiparasitaires très efficaces (benzimidazoles, imidazothiazoles, avermectines) ont pu, au cours de la seconde moitié du XXème siècle, faire espérer une possible éradication des strongles gastro-intestinaux (SGI). Des systèmes d'élevage intensif ont alors pu se mettre en place. Cependant, dès les années 1960, les premiers signes d'apparition de résistance aux anthelminthiques ont été mis en évidence, et quarante ans plus tard, ces phénomènes sont présents partout dans le monde, avec de plus en plus des parasites résistants à 2 puis 3 familles d'anthelminthiques (Kaplan 2004). Dans certains cas les éleveurs ont été contraints à l'abandon de l'élevage ovin, comme en Afrique du Sud (Van Wyk et al 1999). La menace sur la production ovine et caprine de la Caraïbe est aussi très forte, le taux de mortalité des jeunes dû aux SGI pouvant dépasser 40% au sevrage, à quoi il faut ajouter des retards de croissance du même ordre (Aumont et al 1997).

Un effet pervers de l'intensification

L'exemple des écosystèmes pâturés des savanes d'Afrique de l'Est (Mwasi 2002) ou du Sud (Malan et al 1997) permet de mieux cerner les contraintes évolutives qui ont modelé les SGI et leurs hôtes, en zone tropicale, et d'évaluer les contraintes rencontrées en élevage. De nombreuses espèces d'herbivores exploitent ces écosystèmes. La disponibilité fourragère en saison sèche est la principale limitation à la biomasse des herbivores (Hutchings et al 2002 ; Ezenwa 2004), qui s'adaptent au moins partiellement aux variations des ressources alimentaires en migrant (cas des grands ongulés). La biomasse totale des herbivores est importante (0.9 à 31.5 t/km² (Anon. 1981)) mais reste cependant très inférieure à celle atteinte en élevage intensif (50 à 150 t/km², pour les petits ruminants, jusqu'à 240 t/km², en élevage bovin). Le chargement partiel de chaque espèce d'herbivore sauvage, et donc la probabilité de rencontre hôte parasite, sont considérablement plus faibles (de deux ou trois ordres de grandeur) qu'en élevage intensif. Par ailleurs, la présence de prédateurs exerce une pression de sélection importante sur les individus trop affectés par les parasites et sur les parasites trop virulents. Le parasitisme participe au maintien de la biodiversité en affectant d'autant plus une espèce que sa densité est élevée et que ses besoins dépassent l'offre alimentaire du milieu.

Un bref rappel sur le cycle biologique des SGI est nécessaire pour comprendre leur épidémiologie. Le cycle est monoxène et les adultes sont parasites. Les œufs de SGI rejetés avec les fèces d'animaux parasités se développent au sol pour donner des larves infestantes (L3) qui se positionnent sur la végétation pour être ingérées par leur hôte herbivore et continuer leur cycle de développement en phase parasitaire : derniers stades larvaires puis adultes sexués reproducteurs. La phase externe nécessite un minimum d'humidité (pluie, rosée) pour assurer la survie et les mouvements des larves. Les L3 ne se nourrissant pas, leur survie est limitée par leur réserves corporelles, qui s'épuisent d'autant plus vite que le climat est chaud et humide (Aumont et Gruner 1989 ; Banks et al 1990).

Plusieurs mécanismes d'adaptation permettent le succès évolutif des SGI en zone tropicale :

- une forte prolificité des femelles, de 200 à 5000 œufs par jour, pendant un à quelques mois, suivant l'espèce (Ractliffe et Le Jambre 1971),
- une phase externe du cycle très rapide (une à deux semaines entre le dépôt de l'œuf et l'ingestion de la L3, suivant la température), et une période prépatente courte (environ 3 semaines entre l'ingestion de la L3 et le rejet des premiers œufs),
- une phase d'hypobiose, déclanchée par des conditions défavorables rencontrées au stade L3 (Barger et Le Jambre 1979),

- des mécanismes d'évitement et de défense contre les réactions immunitaires de l'hôte (Yatsuda et al 2003),
- La possibilité éventuelle d'infester plusieurs espèces d'hôte (Jacquiet et al 1998).

Par ailleurs, les hôtes ont mis en place des mécanismes physiologiques, immunitaires et comportementaux leur permettant de se défendre contre les parasites (Hutchings et al 2002), qui se mettent en place progressivement au cours du développement (Barger 1993).
La domestication, et surtout le développement des pratiques d'élevage intensif mises en place au courant du XXème siècle, ont provoqué une rupture de l'équilibre dynamique hôte parasite en faveur de ce dernier, qui se trouve sur-adapté à ces nouvelles conditions. Cette rupture d'équilibre peut encore être accentuée par la mise en présence de populations d'hôtes et de parasites d'origine géographiques différentes (Jackson et Tinsley 2005), comme dans le cas d'introduction d'animaux d'origine tempérée en zone tropicale (Aumont et al 2003).

Mieux gérer le parasitisme à SGI des systèmes de pâturage intensif

Maintenir l'incidence des SGI à un niveau acceptable peut se concevoir comme la combinaison de plusieurs techniques visant à :
- Diminuer la probabilité de rencontre hôte parasite
- Augmenter les défenses de l'hôte
- Diminuer la pression de sélection par les anthelminthiques, pour conserver leur efficacité
- Enfin, utiliser de nouveaux anthelminthiques

Diminuer la probabilité de rencontre entre l'hôte et le parasite

Cette stratégie équivaut à diminuer le chargement animal ou/et à adapter le rythme d'exploitation du pâturage pour laisser aux larves infestantes le temps d'épuiser leurs réserves et de mourir ou d'être éliminées par la prédation sur le pâturage. Quelques expérimentations ont montré que la survie des L3 sur les pâtures dépend du microclimat régnant dans la strate herbacée (température, humidité, rayonnement solaire), avec des différences notables d'une espèce à l'autre, *Trichostrongylus* étant par exemple plus résistant à la sécheresse et plus actif à basse température qu'*Haemonchus* (Barger et al 1972).(Banks et al 1990) Quelques tentatives visant à augmenter la mortalité des L3 (utilisation d'engrais azoté liquide, chaux, hypochlorite de Na) ont été tentées sans déboucher sur des applications pratiques (Howell et al 1999). Dans le contexte tropical humide, la population des L3 dans l'herbe est maximale entre 2 et 3 semaines après le dépôt des œufs au sol, et la plupart ont disparu au bout de 7 à 8 semaines (Aumont et Gruner 1989). Cependant, la qualité des fourrages pâturés décroît très vite avec le vieillissement, ce qui incite à faire pâturer autour de 4 semaines de repousse (Aumont et al 1995 ; Archimede et al 2000). La densité de L3, bien que déjà diminuée, peut alors être telle qu'une brebis adulte ingère chaque jour jusqu'à plusieurs milliers de larves infestantes.
La conduite en bandes de stade physiologique homogène sur des parcelles dédiées maximise la densité d'animaux sensibles et constitue un facteur d'aggravation du risque parasitaire, en particulier dans le cas des jeunes néo sevrés et des femelles allaitantes. Cette pratique conduit à y utiliser les anthelminthiques de façon intensive, et précipite le développement des souches résistantes. L'association sur les mêmes parcelles d'espèces différentes, ou de stades physiologiques différents, apparaît comme un moyen de diminuer le risque parasitaire. Cette association peut se réaliser en simultané ou en faisant se succéder les différents groupes sur les mêmes parcelles, dans le cas du pâturage "en avant" et du "pâturage alterné" (Southcott et Barger 1991 ; Mahieu et al 1997 ; Aumont et al. 1999).
En saison humide, intercaler une fauche dans le cycle de pâturage (pour constituer des réserves de foin ou d'ensilage en vue de la saison sèche) permet aussi d'augmenter la mortalité des L3, par

allongement du temps entre deux passages d'animaux et en modifiant le microclimat (lumière et dessiccation accrues).
Plusieurs espèces de champignons prédateurs de nématodes ont été mises en évidence (genres *Duddingtonia* et *Arthrobotrys*, pour l'essentiel (Bird et Herd 1995)). Des expériences en cours montrent leur intérêt pour réduire drastiquement la population de L3 (Chandrawathani et al 2002), mais l'efficacité peut varier suivant les souches (Sanyal et Mukhopadhyaya 2002), et pour une même souche, suivant son degré d'adaptation aux conditions écologiques locales (Chartier et Pors 2003). La principale contrainte au développement de ce moyen de lutte reste la difficulté à administrer des doses de spores en quantité suffisante sur des périodes de plusieurs semaines, pour obtenir des réductions significatives de l'infestation des pâtures (Paraud et al 2005).

Augmenter les défenses de l'hôte

La réponse de l'hôte aux parasites est modulée par la race (Baker et al 2004), le sexe et le stade physiologique (Barger 1993). La variabilité génétique intra-race de la sensibilité au parasitisme est importante, et les travaux menés depuis quelques décennies sur ovins (Barger 1989 ; Gray et al 1992), et en Guadeloupe sur caprins (Mandonnet et al 2001 ; Gruner et al 2001), indiquent que l'accroissement de la résistance de l'hôte par la sélection est un objectif réaliste à moyen terme et permettra une diminution de la recontamination des pâturages (Gruner et al 2002).
La vaccination a aussi fait l'objet de travaux prometteurs, au moins dans le cas des parasites hématophages comme *Haemonchus contortus*. Cependant les difficultés de développement industriel n'ont pas encore permis la mise en marché de ce type de produit (Smith 1999 ; Vercruysse et al 2004).
Enfin, de nombreux travaux ont montré l'intérêt d'une alimentation suffisante en énergie mais surtout en protéines pour potentialiser les voies immunitaires impliquées dans la défense contre les SGI (Roy et al 2003), ou pour accroître la résilience de l'hôte (van Houtert et al 1995).
Des travaux australiens ont estimé l'impact relatif de différentes méthodes de lutte sur les populations de SGI : l'amélioration génétique, puis la supplémentation protéique, apparaissent très efficaces, alors que l'emploi d'anthelminthiques et la vaccination auraient peu d'effet (Eady et al 2003).

Diminuer la pression de sélection par les anthelminthiques sur le parasite

Les mécanismes génétiques et moléculaires de la résistance des SGI aux anthelminthiques ne sont pas entièrement élucidés (Kohler 2001 ; Coles 2005), mais les conditions du remplacement de souches sensibles par des souches résistantes sont connues dans leurs grandes lignes (Besier et Love 2003). Si des parasites porteurs d'allèles de résistance aux anthelminthiques sont présents dans la population, ou sont introduits de l'extérieur, leur diffusion sera d'autant plus rapide que l'on éliminera par des traitements anthelminthiques "efficaces" une grande partie des parasites sensibles. Une souche de *T. colubriformis* résistant au levamisole a ainsi pu être sélectionnée en une dizaine de séquences de drogage de tous les hôtes (résultats en cours de publication). Pour conserver les quelques médicaments encore efficaces, il importe donc de préserver les allèles de sensibilité présents dans la population, en constituant des refuges (Van Wyk 2001), dans lesquels une proportion significative de la population parasitaire n'est pas soumise au challenge médicamenteux. Pour ce faire, il faut disposer de moyens de diagnostic suffisamment fiables pour effectuer des traitements ciblés sur les seuls animaux gravement infestés. La méthode Famacha© est basée sur le diagnostic visuel de l'anémie provoquée par *H. contortus*, évaluée par examen de la conjonctive oculaire (Bath et al. 1996). D'autres méthodes, basées sur l'évaluation de la consistance des fèces (Cabaret 2004), sur l'évolution à court terme du poids vif (Besier 2005) ou de la production laitière (Hoste, comm. pers.) sont en cours de développement pour le contrôle de parasites non hématophages comme *Trichostrongylus* ou *Teladorsagia*. A défaut, la

connaissance des animaux les plus susceptibles d'être fortement affectés par les parasites (âge, niveau de production, sexe…) peut permettre de mieux cibler l'usage des anthelminthiques (Hoste et al 2002).

De "nouveaux" anthelminthiques

Des animaux consommant des fourrages contenant des tannins sont moins parasités que ceux pâturant exclusivement des graminées (Marley et al 2003 ; Min et al 2004), et des essais in vitro et in vivo montrent des effets des tannins aussi bien sur le stade L3 que sur les adultes (Paolini et al 2003 ; Athanasiadou et al 2001).
De nombreux éleveurs utilisent des plantes non fourragères pour leurs propriétés anthelminthiques. Des recherches sont menées pour étayer scientifiquement les informations recueillies par enquête des pratiques ethno-vétérinaires ou ethno-médicales (Houzangbe-Adote MS 2000 ; Githiori et al 2003). Enfin, des aiguilles d'oxyde de cuivre se sont montrées relativement efficaces contre *Haemonchus* sp. (Knox 2002), mais non contre les nématodes intestinaux (Bang et al 1990).

En conclusion

Dans les zones où les problèmes posés par les SGI sont particulièrement importants, l'éleveur et le technicien devront analyser chaque composante du système d'élevage, non seulement en vue d'exploiter au mieux les ressources fourragères en fonction d'objectifs de production, mais encore en prenant en compte le parasitisme. Le contrôle des SGI ne pourra être obtenu de façon durable que par la combinaison de plusieurs techniques relevant de l'amélioration génétique, de la gestion des pâtures et de la maîtrise de l'alimentation, des associations d'espèces et de stades physiologiques, de l'usage raisonné des anthelminthiques, plantes médicinales ou champignons nématophages. Le choix d'une politique génétique incluant les aspects de résistance au parasitisme apparaît crucial pour sa maîtrise à long terme. Cette prise de conscience est d'autant plus nécessaire que la pression des consommateurs et les contraintes réglementaires tendent à limiter de plus en plus l'usage des médicaments et les seuils de résidus admissibles dans les produits animaux.

Bibliographie

Anon. 1981. Ecosystèmes pâturés tropicaux. Recherches sur les ressources naturelles XVI. UNESCO, Paris. UNESCO publications.

Archimede H, Boval M, Alexandre G, Xande A, Aumont G, Poncet C. 2000. Animal Feed Science & Technology. 87 : 153-162.

Athanasiadou S, Kyriazakis I, Jackson F, Coop RL. 2001. Veterinary Parasitology. 99 : 205-219.

Aumont G, Caudron I, Saminadin G, Xande A. 1995. Animal Feed Science & Technology. 51 : 1-13.

Aumont G, Gruner L. 1989. International Journal for Parasitology. 19 : 539-546.

Aumont G, Gruner L, Hostache G. 2003. Veterinary Parasitology. 116 : 139-150.

Aumont G et al. 1999. 17th international conference of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology, Copenhagen, 15-19 August 1999

Aumont G, Pouillot R, Simon R, Hostache G, Varo H, Barre N. 1997. Productions Animales (Paris). 10 : 79-89.

Baker RL, Mugambi JM, Audho JO, Carles AB, Thorpe W. 2004. Animal Science. 79 : 343-353.

Bang KS, Familton AS, Sykes AR. 1990. Research in Veterinary Science. 39 : 132-137.
Banks DJD, Singh R, Barger IA, Pratap B, Le Jambre LF. 1990. International Journal for Parasitology. 20 : 155-160.
Barger IA. 1989. Veterinary Parasitology. 32 : 21-35.
Barger IA. 1993. International Journal for Parasitology. 23 : 463-469.
Barger IA, Benyon PR, Southcott WH. 1972. Proceedings of the Australian Society of Animal Production. 9 : 38-42.
Barger IA, Le Jambre LF. 1979. Australian Veterinary Journal. 55 : 580-583.
Bath G et al. 1996. Proceeding of the 7th annual congress of the livestock health and production group of the South African Veterinary Association, Port Elizabeth, June 1996 : 152-156
Besier RB 2005. http://www.uady.mx/sitios/veterina/NA2005/Memorias/Posters/ELECTRONIC%20SHEEP%20HANDLING.pdf
Besier RB, Love SCJ. 2003. Australian Journal of Experimental Agriculture. 43 : 1383-1391.
Bird J, Herd RP. 1995. Veterinary Parasitology. 56 : 181-187.
Cabaret J. 2004. INRA Prod.Anim. 17 : 145-154.
Chandrawathani P, Jamnah O, Waller PJ, Hoglund J, Larsen M, Zahari WM. 2002. Veterinary Research. 33 : 685-696.
Chartier C, Pors I. 2003. Veterinary Research. 34 : 221-230.
Coles GC. 2005. Research in Veterinary Science. 78 : 99-108.
Eady SJ, Woolaston RR, Barger IA. 2003. Livestock Production Science. 81 : 11-23.
Ezenwa VO. 2004. International Journal for Parasitology. 34 : 535-542.
Githiori JB, Hoglund J, Waller PJ, Baker RL. 2003. Veterinary Parasitology. 118 : 215-226.
Gray GD, Barger IA, Le Jambre LF, Douch PGC. 1992. International Journal for Parasitology. 22 : 417-425.
Gruner L, Aumont G, Bouix J, Mandonnet N. 2001. 8emes Rencontres autour des Recherches sur les Ruminants, Paris, France, 5-6 decembre 2001.
Gruner L, Cortet J, Sauve C, Limouzin C, Brunel JC. 2002. Veterinary Parasitology. 109 : 277-291.
Hoste H, Frileux Yl, Pommaret A. 2002. Veterinary Parasitology. 106 : 345-355.
Houzangbe-Adote MS, 2000.
Howell JM, Luginbuhl JM, Grice MJ, Anderson KL, Arasu P, Flowers JR. 1999. Small Ruminant Research. 32 : 197-204.
Hutchings MR, Gordon IJ, Kyriazakis I, Robertson E, Jackson F. 2002. Oecologia. 132 : 453-460.
Jackson JA, Tinsley RC. 2005. International Journal for Parasitology. 35 : 29-37.
Jacquiet P, Cabaret J, Thiam E, Cheikh D. 1998. International Journal for Parasitology. 28 : 253-261.
Kaplan RM. 2004. Trends in Parasitology. 20 : 477-481.
Knox MR. 2002. Australian Veterinary Journal. 80 : 224-227.
Kohler P. 2001. International Journal for Parasitology. 31 : 336-345.
Mahieu M, Aumont G, Michaux Y, Alexandre G, Archimede H, Boval M, Theriez M. 1997. Productions Animales. 10 : 55-65.
Malan FS, Horak IG, deVos V, vanWyk JA. 1997. Veterinary Parasitology. 71 : 137-153.
Mandonnet N, Aumont G, Fleury J, Arquet R, Varo H, Gruner L, Bouix J, Tien Khang JV. 2001. Journal of Animal Science. 79 : 1706-1712.
Marley CL, Cook R, Keatinge R, Barrett J, Lampkin NH. 2003. Veterinary Parasitology. 112 : 147-155.
Min BR, Pomroy WE, Hart SP, Sahlu T. 2004. Small Ruminant Research. 51 : 279-283.

Mwasi, S. M. 6. Compressed nature: co-existing grazers in a small reserve in Kenya. (thèse) Wageningen University, The Nederlands, dissertaion no. 3235.
Paolini V, Frayssines A, Farge Fdl, Dorchies P, Hoste H. 2003. Veterinary Research. 34 : 1-9.
Paraud C, Hoste H, Lefrileux Y, Pommaret A, Paolini V, Pors I, Chartier C. 2005. Veterinary Research. 36 : 157-166.
Ractliffe LH, Le Jambre LF. 1971. International Journal for Parasitology. 1 :
Roy NC, Bermingham EN, Sutherland IA, McNabb WC. 2003. Australian Journal of Experimental Agriculture. 43 : 1419-1426.
Sanyal PK, Mukhopadhyaya PN. 2002. Indian Journal of Animal Sciences. 72 :
Smith WD. 1999. International Journal for Parasitology. 29 : 17-24.
Southcott WH, Barger IA. 1991. Journal of the South African Veterinary Association. 62 : 156-157.
van Houtert MFJ, Barger IA, Steel JW. 1995. Veterinary Parasitology. 60 : 283-295.
Van Wyk JA. 2001. Onderstepoort Journal of Veterinary Research. 68 : 55-67.
Van Wyk JA, Stenson MO, Merwe JS, Vorster RJ, Viljoen PG. 1999. Onderstepoort Journal of Veterinary Research. 66 : 273-284.
Vercruysse J, Knox DP, Schetters TPM, Willadsen P. 2004. Trends in Parasitology. 20 : 488-492.
Yatsuda AP, Krijgsveld J, Cornelissen AWCA, Heck AJR, Vries Ed. 2003. Journal of Biological Chemistry. 278 : 16941-16951.