

CARLOTA COELHO BARROCA

**ADITIVOS EM DIETAS PARA LEITÕES DE 21 A 49 DIAS DE
IDADE**

Dissertação apresentada à
Universidade Federal de Viçosa,
como parte das exigências do
Programa de Pós-Graduação em
Zootecnia, para obtenção do título
de *Magister Scientiae*.

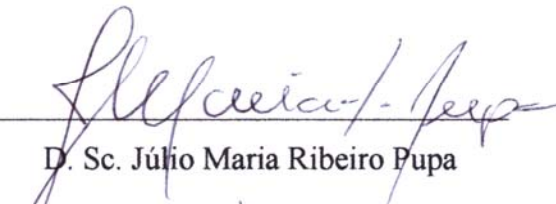
VIÇOSA
MINAS GERAIS – BRASIL
2011

CARLOTA COELHO BARROCA

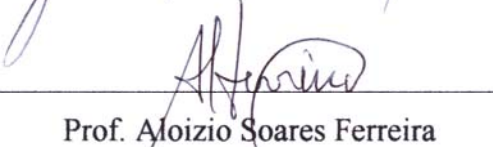
**ADITIVOS EM DIETAS PARA LEITÕES DE 21 A 49 DIAS DE
IDADE**

Dissertação apresentada
à Universidade Federal de
Viçosa, como parte das
exigências do Programa de Pós-
Graduação em Zootecnia, para
obtenção do título de *Magister
Scientiae*.

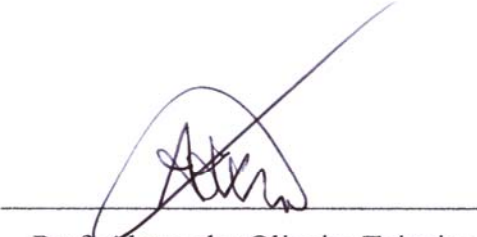
Aprovada em 15 de fevereiro de 2011



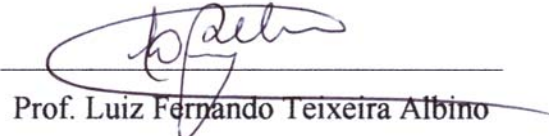
D. Sc. Júlio Maria Ribeiro Pupa



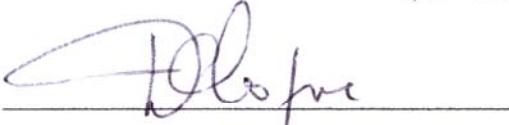
Prof. Aloizio Soares Ferreira



Prof. Alexandre Oliveira Teixeira



Prof. Luiz Fernando Teixeira Albino
(Co-Orientador)



Prof. Darci Clementino Lopes
(Orientador)

Quase

Ainda pior que a convicção do não e a incerteza do talvez é a desilusão de um quase.

É o quase que me incomoda, que me entristece, que me mata trazendo tudo que poderia ter sido e não foi.

Quem quase ganhou ainda joga, quem quase passou ainda estuda, quem quase morreu está vivo, quem quase amou não amou.

Basta pensar nas oportunidades que escaparam pelos dedos, nas chances que se perdem por medo, nas idéias que nunca sairão do papel por essa maldita mania de viver no outono.

Pergunto-me, às vezes, o que nos leva a escolher uma vida morna; ou melhor não me pergunto, contesto. A resposta eu sei de cór, está estampada na distância e frieza dos sorrisos, na frouxidão dos abraços, na indiferença dos "Bom dia", quase que sussurrados. Sobra covardia e falta coragem até pra ser feliz.

A paixão queima, o amor enlouquece, o desejo trai.

Talvez esses fossem bons motivos para decidir entre a alegria e a dor, sentir o nada, mas não são. Se a virtude estivesse mesmo no meio termo, o mar não teria ondas, os dias seriam nublados e o arco-íris em tons de cinza.

O nada não ilumina, não inspira, não aflige nem acalma, apenas amplia o vazio que cada um traz dentro de si.

Não é que fê mova montanhas, nem que todas as estrelas estejam ao alcance, para as coisas que não podem ser mudadas resta-nos somente paciência porém,preferir a derrota prévia à dúvida da vitória é desperdiçar a oportunidade de merecer.

Pros erros há perdão; pros fracassos, chance; pros amores impossíveis, tempo. De nada adianta cercar um coração vazio ou economizar alma. Um romance cujo fim é instantâneo ou indolor não é romance.

Não deixe que a saudade sufoque, que a rotina acomode, que o medo impeça de tentar. Desconfie do destino e acredite em você.

Gaste mais horas realizando que sonhando, fazendo que planejando, vivendo que esperando porque, embora quem quase morre esteja vivo, quem quase vive já morreu.

Sarah Westphal

*Aos meus amados pais, Antonio Carlos e Luzia de Fátima,
pelo o amor e companheirismo inigualáveis .*

*Aos meus avós Agostinho e Aparecida, Osmar e Líbia,
pelo apoio e confiança.*

*Ao Júlio Maria Ribeiro Pupa,
pelo apoio, ensinamentos e oportunidades.*

*Com amor e gratidão,
Dedico.*

*“Se tivesse acreditado
na minha brincadeira de dizer verdades,
teria ouvido verdades
que teimo em dizer brincando,
falei muitas vezes como um palhaço,
mas jamais duvidei da sinceridade
da platéia que sorria.”*

Charles Chaplin

AGARADECIMENTOS

A Deus e a Nossa Senhora pela proteção e força diante os obstáculos surgidos.

Aos meus pais e avós em especial, pela força e compreensão em todos os momentos.

À minha família pela presença.

Ao programa de Pós-Graduação em Zootecnia – UFV, pela oportunidade de realização do mestrado.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPQ), pela concessão de uma bolsa de estudos.

Ao professor Darci Clementino Lopes, pela orientação e ensinamentos.

Ao Dr. Júlio Maria Ribeiro Pupa, pela orientação, aprendizado, amizade, convívio e oportunidades.

Ao proprietário e funcionários da granja Bola de Níquel, pela confiança e apoio ao desenvolvimento da pesquisa.

Às empresas Chr Hansen Ind. e Com. Ltda., Grasp Ind. Comércio Ltda, Nutriacid Nutrição & Ciência e YesSinergy Agroindustrial Ltda por possibilitarem a execução desta pesquisa via doação de produto, apoio e parceria.

Aos amigos pelo apoio e companheirismo e a todos que contribuíram de alguma forma para a execução do trabalho.

BIOGRAFIA

CARLOTA COELHO BARROCA, filha de Antonio Carlos Castelano Barroca e Luzia de Fátima Coelho Barroca, nascida em 25 de agosto de 1985, no município de Miraí – MG.

Em 2004, ingressou no curso de Zootecnia na Universidade Federal de Viçosa, colando grau em janeiro de 2009.

Em março de 2009, iniciou o curso de Pós-Graduação em Zootecnia, em nível de Mestrado, na área de Nutrição e Produção de Monogástricos, na Universidade Federal de Viçosa.

Em fevereiro de 2011, submeteu-se a defesa de dissertação para a obtenção do título de *Magister Scientiae* na área de Nutrição e Produção de Monogástricos.

ÍNDICE

	Página
RESUMO	vii
ABSTRACT	viii
1- INTRODUÇÃO	1
2- REVISÃO DE LITERATURA.....	3
2.1 Fisiologia digestiva de leitões recém-desmamados	3
2.2 Aditivos	5
2.2.1 Antibióticos	5
2.2.2 Ácidos orgânicos.....	7
2.2.3 Prebióticos	9
2.2.4 Probióticos	12
2.2.5 Extratos fitoterápicos	15
3- MATERIAL E MÉTODOS	20
4- RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	24
5- CONCLUSÃO	34
6- REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	35
APÊNDICES.....	50

RESUMO

BARROCA, Carlota Coelho, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, fevereiro de 2011. **Aditivos em dietas para leitões de 21 a 49 dias de idade.** Orientador: Darci Clementino Lopes. Co-Orientadores: Horácio Santiago Rostagno e Luiz Fernando Teixeira Albino.

Objetivou-se avaliar o efeito de aditivos através da acidificação de rações com *blend* de ácidos orgânicos em dietas para leitões de 21 a 49 dias de idade, foram utilizados 720 leitões, desmamados aos 21 dias de idade, com peso inicial médio de 5,81 Kg, distribuídos em delineamento de blocos casualizado, com seis tratamentos e oito repetições, com quinze animais por unidade experimental. Os tratamentos usados foram: CONT = dieta acidificada com *blend* de ácidos orgânicos, ANT = Dieta T₁ + Sulfato de Colistina (60 ppm), PRE 1 = Dieta T₁ + Prebiótico um (2,00 kg/ ton.), PRE 2 = Dieta T₁ + Prebiótico dois (2,00 kg/ ton.), PRO = Dieta T₁ + Probiótico (0,40 Kg/ ton.) e FIT = Dieta T₁ + Extrato fitoterápico (0,20 Kg/ ton). Não se observou efeito significativo dos tratamentos sobre ganho de peso médio diário, consumo de ração médio diário e conversão alimentar nos períodos de 21 a 35, 36 a 49 e 21 a 49 dias de idade, exceto no período de 36 a 49 dias de idade, onde o ganho de peso médio diário dos leitões foi superior nos tratamentos CONT, ANT, PRE1, PRE2 e PRO. A utilização de aditivos como antibiótico, prebióticos e probióticos associados ao *blend* de ácido orgânicos em dietas de leitões desmamados aos 21 dias de idade, proporcionou melhores resultados de ganho de peso médio diário nos leitões de 36 a 49 dias de idade.

ABSTRACT

BARROCA, Carlota Coelho, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, February, 2011.
Additives in diets for pigs from 21 to 49 days old. Advisor: Darci Clementino Lopes.
Co-Advisors: Horácio Santiago Rostagno and Luiz Fernando Teixeira Albino.

The objective was to evaluate the effect of additives through acidification of diets with blends of organic acids in diets for pigs from 21 to 49 days old, were used 720 pigs weaned at 21 days old, with average initial weight of 5,81 kg, distributed in randomized block design, with six treatments and eight replicates of fifteen animals each. Treatments were: CONT = diets acidified with blend of organic acids, ANT = Diet T₁ + Colistin sulphate (60 ppm), PRE = Diet T₁ + Prebiotic one (2.00 kg / ton.), PRE 2 = Diet T₁ + Prebiotic two + (2.00 kg / ton.), PRO = Diet T₁ + Probiotic (0.40 kg/ ton.) and FIT = Diet T₁ + herbal extract (0.20 kg / ton). There was no effect of treatment on average daily weight gain, average daily feed intake and feed conversion in the period from 21 to 35, 36 to 49 and 21 to 49 days of age, except in the period from 36 to 49 days old where the average daily weight gain of piglets was higher in CONT, ANT, PRE1, and pre2 PRO. The use of additives such as antibiotics, prebiotics and probiotics associated with the blend of organic acid in diets for piglets weaned at 21 days old, showed higher average daily weight gain in piglets from 36 to 49 days old.

1- INTRODUÇÃO

O período de creche tem sido considerado uma fase crítica na produção de suínos devido aos vários fatores estressantes que ocorrem por ocasião do desmame.

O sistema digestivo dos leitões se apresenta ineficiente, como consequência disso, eles não conseguem digerir os carboidratos e as proteínas contidos nos grãos de cereais e nas sementes oleaginosas tão eficientemente quanto lactose e as proteínas do leite da porca. Isso se deve, em parte, à secreção insuficiente de enzimas digestivas e à quantidade insuficiente de ácido clorídrico no estômago do leitão (Cromwell, 1989). Por isso, alguns problemas sanitários como diarreia pós-desmame podem surgir, pela redução do ganho de peso dos leitões e até perdas econômicas pela elevação da taxa de morbidade.

A diarreia pós-desmame tem causas multifatoriais nas quais estão envolvidos fatores como mudança no tipo de dieta, variações no ambiente, separação da mãe, perda da imunidade passiva que lhe é conferida pela IgA contida no leite, reagrupamentos sociais, dificuldade de adaptação a cochos e comedouros, contato com outros agentes infecciosos para os quais ainda não se desenvolveram anticorpos, temperatura inadequada, umidade excessiva, dietas de baixa digestibilidade, bem como antígenos dietéticos que desencadeiam reações de hipersensibilidade intestinal. Todos esses fatores, associados podem favorecer o desenvolvimento de *Escherichia coli* e outras bactérias patogênicas no intestino do animal.

Na tentativa de controlar as diarreias, o uso de antibióticos em níveis subterapêuticos tornou-se uma prática rotineira no desenvolvimento de estratégias nutricionais. A partir da década de 70, órgãos internacionais como o FDA (Food and Drug Administration, dos EUA), passaram a se preocupar com as rações animal que continham antibióticos, surgindo então as primeiras normas limitando o uso destes na alimentação animal. A preocupação foi de proteger o consumidor, uma vez que a presença de resíduos antimicrobianos como a penicilina, poderia causar reações alérgicas em pessoas sensíveis, além de interferir no tratamento de infecções humanas devido ao aparecimento de bactérias resistentes (Biotechnal, 1999).

Na década de 80 a Comunidade Européia proibiu o uso da penicilina, tetraciclina, clortetraciclina, axitetraciclina, estreptomicina, neomicina, higromicina,

bacitracina de magnésio, alegando que a atividade destes compostos quando utilizados na alimentação animal poderia intervir na terapêutica humana (Utiyama, 2004).

Após estas proibições pesquisadores da área de nutrição animal começaram a buscar alternativas na tentativa de encontrar novos aditivos alimentares que pudessem substituir de forma similar os antibióticos. Desde então novos aditivos alimentares começaram a ser testados e utilizados na alimentação animal, como os ácidos orgânicos, prebióticos, probióticos, simbióticos, extratos vegetais, enzimas e as associações destes produtos.

Diante do exposto, propôs-se este trabalho com objetivo de avaliar aditivos em dietas acidificadas para leitões após o desmame aos 21 dias de idade.

2- REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Fisiologia digestiva de leitões recém-desmamados

A desmama é um evento traumático para os leitões, tornando um grande desafio para os mesmos. A proteção proveniente do leite materno, imunoglobulinas e fator de crescimento, é retirada e o leitão ainda não possui a sua imunidade ativa desenvolvida, estando assim susceptível a enfermidades.

A queda do desempenho dos animais ocorre devido a fatores como a perda do contato com a mãe, passagem de uma dieta líquida altamente digestível para uma dieta sólida, mudança de ambiente.

A retirada da dieta líquida, altamente digestível e rica em gordura, lactose e caseína e o início do consumo de uma ração seca, menos palatável, contendo proteínas vegetais, amido e óleos, traz consequências desafiadoras ao animal.

Por mais digestíveis, complexas e concentradas que sejam as dietas, os leitões recém-desmamados não conseguem suprir suas exigências, devido ao baixo consumo de ração nesta fase. Além de não suprir suas exigências, o leitão desmamado aos 21 dias de idade, ainda apresenta o sistema digestório imaturo (Smink, 2003), há limitada capacidade física de ingestão (estômago e intestino delgado) e mesmo que o animal ingira quantidades satisfatórias de alimento, a secreção insuficiente de enzimas digestivas, ácido clorídrico, bicarbonato e muco não permitem uma digestão e absorção de nutrientes adequada (Molly, 2001).

O estômago, primeiro sítio da digestão protéica, deve apresentar um pH de 2,0 a 3,5. Esta acidez estomacal tem a função de estabelecer uma barreira bacteriana para proteger o intestino delgado contra a entrada de microrganismos patogênicos e proporcionar pH adequado para ação da pepsina.

Na desmama, ocorre uma queda acentuada na quantidade de ácido láctico no estômago, devido à ausência de substrato (lactose) para os *Lactobacillus*. Este fato aliado à insuficiente produção de ácido clorídrico, pelas células parietais, leva a um

quadro de pH elevado (Viola & Vieira, 2003), como consequência, segundo Lindeman (1986), a digestão incompleta e o quimo alimentar inadequadamente acidificado não ativam, de forma intensa, a secreção endócrina da parede do duodeno que, por sua vez, prejudicará a secreção exócrina do pâncreas, do fígado e da própria parede do intestino delgado.

A ingestão insuficiente de alimentos, a digestão incompleta e, na maioria dos casos, a presença de farelo de soja nas dietas secas, levam a alterações na estrutura do epitélio intestinal. Essas modificações explicam grande parte da queda de desempenho dos leitões nos primeiros dias pós-desmame (Vente-Spreeuwenberg et al., 2004).

Em apenas 24 horas após a desmama, ocorre redução drástica na altura das vilosidades em todos os segmentos do intestino delgado, devido a maior descamação dos enterócitos. Em resposta a este processo, acelera-se a diferenciação celular voltada a criptogênese, causando aprofundamento das criptas (Pluske et al., 1996; Hedemann et al., 2003; Vente-Spreeuwenberg et al., 2004).

O encurtamento das vilosidades e o aprofundamento das criptas acarretam perdas na atividade de algumas enzimas da borda em escova dos enterócitos (Miller et al., 1984). A rápida renovação celular nas criptas faz com que os enterócitos imaturos, insuficientemente diferenciados para a máxima expressão de atividade enzimática na borda em escova, cheguem ao ápice das vilosidades (Hampson & Kidder, 1986).

As peptidases da borda em escova também apresentam queda de atividade, principalmente na porção proximal do intestino delgado, onde a atrofia das vilosidades é mais acentuada. Já na porção distal do intestino, na qual a redução da altura das vilosidades é menos intensa, a redução da atividade das peptidases pode ser causada apenas pela falta de alimento nas primeiras horas pós-desmame (Hedemann et al., 2003).

As vilosidades desgastadas e as criptas aprofundadas apresentam menor número de células absorptivas e maior número de células secretoras. Além da redução da absorção de carboidratos e aminoácidos, há queda na absorção de líquidos, sódio, potássio e cloreto, podendo levar o animal a uma diarreia osmótica (Nabuurs et al., 1993).

A digestão incompleta de carboidratos e proteínas, somado ao pH mais elevado do estômago, também, pode propiciar um meio rico em substratos para

bactérias dos intestinos delgado e grosso, provocando desequilíbrio e favorecendo o crescimento de potenciais patógenos como *Enterobacteriaceae*, *Escherichia coli* e *Clostridium*. Estes microrganismos podem aderir à mucosa intestinal e durante o processo de fermentação, produzir toxinas, o que agrava ainda mais os danos ao epitélio intestinal e podendo levar a morte do leitão (Molly, 2001).

Apesar de todos estes prejuízos, é o próprio alimento que fornecerá os nutrientes necessários para que o organismo do animal se recupere. A presença do alimento estimulará as funções digestivas intestinais (secreção de hormônios e enzimas e proliferação celular) até que se alcance a maturidade do sistema digestivo e o animal possa suprir suas exigências nutricionais (Kelly & King, 2001).

A fisiologia do aparelho digestório de suínos desmamados é extremamente complexa, tornando a alimentação destes animais um desafio.

2.2 Aditivos

Microingredientes são utilizados em dietas para leitões recém-desmamados com a finalidade de controlar agentes prejudiciais ao processo digestivo, proporcionando melhoras nos índices zootécnicos e maximizando a produção.

Os promotores do crescimento, definidos como microingredientes de alimentação, são usados oralmente em pequenas quantidades, promovendo os valores intrínsecos de uma mistura de nutrientes em uma dieta animal. O conhecimento sobre estes e suas funções devem ser o ponto de partida para estudos mais aprofundados objetivando ganhos no desempenho dos animais.

2.2.1 Antibióticos

Os agentes antimicrobianos, antibióticos e quimioterápicos, são os promotores de crescimento de uso mais generalizado na produção animal, trazendo grandes benefícios, quando utilizados em doses subterapêuticas nas rações.

Um grande número de substâncias que incluem os antibióticos e quimioterápicos teve sua eficácia comprovada em melhorar a produtividade dos animais

ao longo das últimas décadas. Entretanto, a utilização prolongada de certos antibióticos como promotores de crescimento pode provocar a seleção de estirpes resistentes dentro de alguns grupos de bactérias (Santos et al, 2003).

Os antibióticos são substâncias produzidas por fungos, leveduras ou bactérias que atuam contra bactérias, que agem sobre a microbiota intestinal de suínos. São classificados por sua estrutura química, pela ação predominante ou espectro de ação, pela ação biológica, pela sua origem e pelo mecanismo de atuação. A ação direta dos antibióticos sobre bactérias e/ou fungos sensíveis pode ocorrer de duas formas, sendo elas: a morte do agente ou a parada do seu crescimento e reprodução.

Na década de 50 deu-se o início da utilização dos antimicrobianos como promotores do crescimento na produção animal, e desde então realizados diversos estudos na tentativa de elucidar o mecanismo de ação desses agentes. Apesar das várias hipóteses propostas até hoje, não há uma conclusão definitiva em consenso (Menten, 2001). O único aspecto de concordância geral é que os antimicrobianos agem sobre a microbiota como bactericidas ou bacteriostáticos causando efeitos interativos com a fisiologia do animal (Jong et al., 1985; Muramatsu et al., 1994).

Não se pode constatar exatamente como os antimicrobianos causam a redução na contagem total de microrganismos, mas os dados apresentados, em trabalhos consultados por Menten (1995), evidenciam que eles são capazes de induzir mudanças na proporção de populações bacterianas específicas, ou seja, promovem uma seleção de organismos adaptados ao ambiente modificado. Essas alterações na microbiota seriam responsáveis por efeitos benéficos aos animais por meio de diversos mecanismos.

Após a junção das informações, Menten (1995) enumerou os mecanismos propostos até hoje:

- a) efeito na economia de nutrientes;
- b) efeito protetor contra a produção de toxinas no trato gastrointestinal;
- c) efeito no controle de doenças subclínicas e
- d) efeito metabólico.

O efeito nutricional se caracteriza pela ação seletiva dos antimicrobianos, que desfavorece o crescimento de bactérias que apenas competem pelo alimento com o hospedeiro. Assim, ocorre o favorecimento de bactérias que sintetizam vitaminas e

aminoácidos essenciais para o hospedeiro. As alterações provocadas na população microbiana intestinal promovem maior disponibilidade de nutrientes para o hospedeiro.

Os agentes antimicrobianos também podem reduzir a irritação da mucosa intestinal, através da queda da quantidade de microrganismos aderidos a ela, e consequentemente a espessura e a massa do epitélio intestinal (Anderson et al., 1999), levando a crer que o animal necessitará de uma menor quantidade de nutrientes para a manutenção dos tecidos do trato gastrointestinal (Henry et al., 1987; Lima, 1999).

A queda da população microbiana proporciona a redução da espessura da mucosa intestinal e também a queda na taxa de passagem do alimento pelo intestino. Isto ocorre devido ao menor estímulo dos ácidos produzidos pelas bactérias sobre a musculatura da parede intestinal (Yokokura et al., 1977). Assim, haverá mais tempo para a digestão, aumentando a disponibilidade de nutrientes para absorção (Hardy, 2002).

Os antimicrobianos na dieta reduzem a produção de amônia e de outros metabólitos tóxicos pela microbiota (Jin et al., 1997), protegendo o epitélio intestinal (Butolo, 1999). A toxicidade dessas substâncias aumenta o turnover celular no epitélio intestinal e causa maior gasto de energia e proteínas para o animal. Portanto, se aceita que o mecanismo de proteção do epitélio contra substâncias tóxicas pode aumentar o desempenho de animais alimentados com agentes antimicrobianos devido à menor demanda energética do trato gastrointestinal (Menten, 1988, 1995).

2.2.2 Ácidos orgânicos

Os ácidos orgânicos são substâncias que possuem uma ou mais carboxilas em sua molécula e são constituintes naturais de diversos alimentos.

Na nutrição animal, como aditivos ou nutrientes nas rações, entende-se que se trata de ácidos graxos voláteis de cadeia curta e apresentam efeitos fisiológicos relacionados com o sistema imune, com o esvaziamento gástrico e pela absorção de minerais e água.

O uso de ácidos orgânicos na dieta animal não é um conceito novo. Foram utilizados por pesquisadores na década de 1960, como forma de controlar a diarreia pós-desmame.

Na década de 1980, seu uso foi intensificado na alimentação de suínos com a finalidade de substituir os antibióticos, principalmente para leitões na fase de desmame (HENRY et al., 1987).

A capacidade de tamponamento causada pelos ácidos orgânicos é especialmente importante nos animais jovens, uma vez que ajuda a reduzir o pH estomacal, o que aumenta a atividade de enzimas proteolíticas e o tempo de retenção gástrica.

Essa redução do pH estimula a atividade das enzimas digestivas nas microvilosidades intestinais, que estão envolvidas no processo de digestão dos nutrientes, auxiliando na criação de um ambiente intestinal favorável ao crescimento dos microrganismos benéficos (Ewing e Cole, 1994), inibindo também o desenvolvimento de microrganismos patogênicos no intestino, como *Escherichia coli* e outros, os quais competiriam com o animal pelos nutrientes, além de causarem inúmeros distúrbios gastrintestinais (Cromwell, 1991).

Desse modo, a acidificação das dietas controla a proliferação de bactérias patogênicas, podendo melhorar o desempenho do animal e sua eficiência alimentar (Macari e Maiorka, 2000).

Seu uso proporciona efeito benéfico semelhante ao efeito do uso de antibióticos, entretanto, os acidificantes não deixam resíduos na carcaça e não promovem o aparecimento de bactérias resistentes (Cherrington et al., 1991). Além de apresentarem forte ação bacteriostática quando absorvidos pelas bactérias, alteram o DNA celular e impedem a sua multiplicação (Langhout, 2000).

Seu efeito sobre as bactérias pode ocorrer de forma indireta ou direta. O efeito indireto é exercido por aqueles que apenas reduzem o pH inicial do trato gastrintestinal e o efeito direto é exercido pelos ácidos orgânicos que apresentam propriedades extras, pois além de reduzirem o pH, alteram o complexo enzimático intracelular das bactérias patogênicas (Van den Broek, 2000). Segundo o mesmo autor, os ácidos fórmico, acético, propiônico e sórbico são os que apresentam efeito direto, e por isso possuem grande potencial para substituírem antibióticos como olaquinox e carbadox. Dentre os mais utilizados na alimentação de suínos estão o acético (Krabbe, 2001), fórmico, propiônico, láctico, fumárico e cítrico (Partenen, 2002).

2.2.3 Prebióticos

Prebióticos são compostos presentes nos ingredientes da dieta e/ou adicionados a ela. Não são digestíveis por enzimas, sais e ácidos produzidos pelo organismo animal, mas são seletivamente fermentados, estimulando o crescimento e/ou a atividade de um grupo restrito de bactérias que agem benéficamente no trato digestivo (Gibson & Roberfroid, 1995).

Outro aspecto importante é que para ser considerado um prebiótico, o ingrediente não poder ser hidrolisado ou absorvido, seja substrato seletivo para determinado grupo de bactérias benéficas, seja capaz de alterar a microbiota intestinal de forma favorável ao hospedeiro e possa induzir efeitos benéficos sistêmicos ou na luz intestinal (Andreatti Filho; Silva, 2005).

Portanto, carboidratos não digeríveis como oligossacarídeos, alguns peptídeos não digeríveis, lipídeos, fibras e álcoois de açúcares podem ser considerados como prebióticos. Os oligossacarídeos são carboidratos constituídos de cadeias curtas de polissacarídeos, compostos de três a dez açúcares simples ligados entre si (Silva, 2000a; Andreatti Filho; Silva, 2005; Junqueira; Duarte, 2005). Assim, as substâncias que têm sido mais estudadas como prebióticos são os oligossacarídeos, principalmente os frutoligossacarídeos (FOS), glucoligossacarídeos (GOS) e os mananoligossacarídeos (MOS). FOS são polímeros ricos em frutose, podendo ser naturais, derivados de plantas (inulina) como chicória, alcachofra, dália, alho e cereais ou sintéticos, resultantes da polimerização da frutose (Gibson; Roberfroid, 1995; Iji; Tivey, 1998). GOS e MOS são obtidos a partir da parede celular de leveduras e contém glucose e manose, respectivamente, como os dois principais açúcares em proporções semelhantes e N-acetilglucosamina. O MOS, adicionado às dietas animais consiste de fragmentos de parede celular de *Saccharomyces cerevisiae* com uma estrutura complexa de manose fosforilada, glucose e proteína (Spring, 2000). Segundo este autor, a parede celular é separada do conteúdo intracelular, e o líquido contendo MOS é evaporado a baixa temperatura (*spray dry*) para evitar a destruição da parte funcional da molécula de MOS.

O uso de mananoligossacarídeos na dieta de leitões recém-desmamados traz, em média, um aumento de 4,40% no ganho de peso médio diário (Pettigrew, 2000), sendo que, utilizando antimicrobianos consegue-se um acréscimo médio de

16,00 % no ganho de peso médio diário (NRC, 1998). Apesar de haver um efeito inferior aos antimicrobianos, o efeito positivo sobre o desempenho de leitões recém-desmamados parece ser efetivo (Pettigrew, 2000).

Além da melhora da integridade da membrana intestinal, o consumo de rações com prebióticos contribui para uma uniformidade e manutenção das vilosidades. A manutenção do tamanho das vilosidades e da integridade da mucosa intestinal é importante para manter a capacidade absorptiva dos nutrientes dentro de um nível adequado bem como a integridade da membrana, que é importante para evitar possíveis infecções por microorganismos oportunistas.

Os mananoligossacarídeos atuam como ligantes de alta afinidade, proporcionando um meio de aglutinação competitivo para determinados tipos de bactérias.

Muitas bactérias, em especial as gram-negativas, necessitam utilizar fímbrias de manose específica tipo 1 para aderir à mucosa intestinal e colonizá-la. O mananoligossacarídeo ocupa o sítio de ligação da lectina nas fímbrias dessas bactérias, sendo capaz de bloquear a aderência de patógenos na superfície do epitélio intestinal e evitar a colonização (Mathew et al., 1993; Collet, 2000; Macari & Maiorka, 2000).

Testes de aglutinação, utilizando o mananoligossacarídeo, mostraram que o mesmo foi efetivo em ligar-se às cepas de *E. coli* e *Salmonella* spp. (White et al., 2001), de *E. coli* R15, *S. typhimurium* 29E, *S. enteritidis* 13A e *S. enteritidis* 371 (Newman et al., 1995). No entanto, existe um exato grau de especificidade na ligação das fímbrias ao mananoligossacarídeo.

Estudos sugerem que o mananoligossacarídeo possa exercer efeito indireto sobre o controle de patógenos. Apesar dos clostrídios não se aderirem através de fímbrias, a quantidade deste patógeno foi reduzida em resposta às mananas incluídas na dieta (FINUCANE et al., 1999). Uma possível explicação para esse resultado seria a relação existente entre o mananoligossacarídeo e as outras bactérias. As alterações na multiplicação de organismos anaeróbicos benéficos poderiam inibir de forma competitiva o crescimento e a atividade de clostrídios (Dawson & Pirvulescu, 1999). Além disso, Ferket (2003) sugere que os mananoligossacarídeos podem reforçar a barreira mucosa do epitélio intestinal e/ou estimular a imunidade, o que poderia explicar, em parte, a redução dos clostrídios.

Através da impossibilidade de colonização de bactérias patogênicas, o mananoligossacarídeo favorece o crescimento de bactérias benéficas lácticas. Consequentemente, pode ocorrer a queda do pH do bolo intestinal (Ferket, 2002).

A redução do pH impede a proliferação de bactérias de putrefação que liberam amônia como subproduto da fermentação, prejudicial para a integridade do epitélio intestinal (Ferket, 2003). Sendo assim, pode haver uma contribuição para melhora da integridade do epitélio intestinal.

Em perus suplementados com mananoligossacarídeo, Savage et al. (1997) e Ferket (2002) observaram diminuição nas profundidades de cripta, maior concentração de células caliciformes (produtoras de muco) nos vilos e menor espessura da camada muscular do epitélio do intestino delgado. O aumento da produção de muco leva a uma maior proteção contra microrganismos patogênicos, pois constitui a principal barreira contra infecções entéricas.

Os prebióticos possuem efeito significativo na adsorção de patógenos e imunomodulação. Pesquisas sugerem que a seleção de carboidratos ou imunossacarídeos da dieta pode influenciar nos mecanismos de controle do sistema imune (Davis et al., 2004) e na integridade da superfície intestinal.

As estruturas moleculares das bactérias invasoras, como lipopolissacarídeos e peptidioglicanos e, possivelmente, as estruturas de manose das paredes celulares de leveduras são reconhecidas pelo sistema imunológico.

O sistema imunológico do hospedeiro responde através da secreção hepática das proteínas aglutinantes da manose que se unem às bactérias e ativa a cascata de complemento do sistema imunológico do hospedeiro (Newman, 1994). Este mecanismo contribui para a ativação do sistema imune e de imunoglobulinas, aumentando a IgA na bile e IgG plasmática, fato já verificado em pintos (Savage et al., 1996). Com o aumento de secreção de IgA pela mucosa intestinal, os agentes patogênicos passam a ser mais vulneráveis à fagocitose (Ferket, 2003).

A liberação de citocinas pelos microrganismos patogênicos provoca inflamação e resposta imunológica inata que por consequência levam à febre (com queda no apetite), impedem a concentração de reservas corporais no fígado, músculos e ossos, suprimem a absorção de nutrientes nos intestinos e aumentam as perdas de fluidos corporais na forma de diurese ou diarreia (Ferket, 2003). Apesar de estimular a resposta humoral, o mananoligossacarídeo pode reduzir a resposta inflamatória ativa,

melhorando o desempenho de animais expostos ao estresse imunológico crônico (Ferket, 2002).

2.2.4 Probióticos

Atualmente, os probióticos vêm sendo utilizados como promotores de crescimento em rações por não proporcionarem resistência aos microorganismos patogênicos e não deixarem resíduos indesejáveis ao consumo humano.

Fuller (1989) definiu probiótico como sendo um microingrediente à base de microorganismos vivos que afetam benéficamente o animal hospedeiro, promovendo o balanço da microbiota intestinal.

Existem vários probióticos comerciais disponíveis para inclusão nas dietas de aves e suínos contendo microorganismos pertencentes aos gêneros *Streptococcus*, *Lactobacillus*, *Bacillus* e *Saccharomyces* (Butolo, 2002). Esses produtos podem ter em sua composição culturas simples ou múltiplas acima de oito espécies de bactérias. As preparações contendo múltiplas espécies são mais efetivas e abrangem uma ação mais ampla nas diversas espécies animais. É importante que as bactérias sejam hospedeiro-específicas afim de que a máxima eficácia seja alcançada.

Existem inúmeras definições para os probióticos, todas semelhantes e complementando essas definições, Collins & Gibson (1999) sugeriram que um probiótico eficaz deve:

- a) exercer efeito benéfico;
- b) não ser patogênico e/ou tóxico;
- c) conter um grande número de células viáveis;
- d) ser capaz de sobreviver ao metabolismo digestivo intestinal;
- e) manter-se viável durante a estocagem e uso nas dietas;
- f) ter boa palatabilidade ou não interferir nas propriedades sensoriais; e
- g) ser isolado ou detectado em seu hospedeiro.

Os probióticos produzem resultados de desempenho muito inconsistentes, tanto em suínos quanto em aves (NRC, 1998). A espécie de microorganismo utilizada no probiótico, o histórico de doenças, o “status” sanitário e a temperatura das instalações

podem interferir na ação dos promotores do crescimento, inclusive dos probióticos (Williams et al., 1997b, NRC 1998). A utilização de antimicrobianos e outros microingredientes associados aos probióticos, a composição e o processamento das dietas e o manejo de alimentação também podem explicar parte da inconsistência dos resultados (Cheeson, 1994). Muitos microrganismos probióticos não resistem a determinados antibióticos ou à peletização (Turner et al., 2001).

Microorganismos probióticos de exclusão competitiva quando adicionados à dieta e são viáveis passam a prevalecer na microbiota do animal, aderindo-se ao epitélio intestinal do mesmo, este fator dificulta a adesão de microrganismos patogênicos ao epitélio intestinal do animal.

Os microrganismos probióticos aderidos à parede do epitélio intestinal também possuem uma maior facilidade de capturar e metabolizar nutrientes presentes no lúmen do que os microrganismos patogênicos que não estão aderidos (Roth, 2000). Entretanto, a competição pelos nutrientes, como mecanismo da exclusão competitiva, ainda não foi claramente demonstrada (MENTEN, 2001).

Segundo Huyghebaert, 2003, a exclusão competitiva se aplica a probióticos à base de microrganismos dos gêneros *Lactobacillus*, *Enterococcus* e *Streptococcus*, pois são bactérias que, como os principais patógenos, colonizam o trato gastrintestinal, aderindo-se por meio de fímbrias ao epitélio intestinal. Já os *Bacillus* spp. e a levedura (*Saccharomyces cerevisiae*) são microrganismos não colonizadores, apenas transitam pelo intestino juntamente com o conteúdo intestinal e não se aderem ao epitélio.

Existem produtos probióticos exclusivamente voltados para o mecanismo de exclusão competitiva, mas que também podem exercer os outros efeitos relacionados aos probióticos (Menten, 2001). São produtos aplicados na água de animais recém-nascidos e que têm como objetivo a colonização do trato gastrintestinal e a estabilização da microbiota, evitando a instalação de patógenos como a *Salmonella* (Hooge, 1999).

Outro modo de ação dos probióticos é através do efeito de antagonismo direto, que se ocorre através da produção de ácidos orgânicos ou substâncias antibióticas como bacteriocinas, nisina, acidofilina, peróxido de hidrogênio pelos probióticos (Vanbelle et al., 1990).

Bacteriocinas são substâncias protéicas bactericidas produzidas por bactérias, inclusive as probióticas, que matam ou inibem o crescimento de bactérias específicas (Leedle, 2000b; Silva, 2000). Segundo Silva (2000), as bacteriocinas

possuem um estreito espectro de atividade inibitória, ligam-se a receptores celulares específicos e não são letais para as células que as produzem. Elas diferem dos antibióticos, pois estes são produzidos por fungos e bactérias e as bacteriocinas, exclusivamente por bactérias (Leedle, 2000b). Apesar da capacidade bactericida de muitas bacteriocinas ser comprovada *in vitro*, não existe trabalhos que demonstrem de forma efetiva e consistente, esta ação *in vivo* (BERG, 1998).

Bactérias lácteas são um exemplo de antagonismo direto, pois estas reduzem o pH intestinal pela produção de ácido orgânicos, principalmente ácido lático. Patógenos como *Escherichia coli* e *Salmonella* spp. desenvolvem-se em pH mais elevado, ocorrendo assim a inibição do crescimento das populações dessas bactérias. As bactérias lácteas também produzem peróxido de hidrogênio, uma substância efetiva contra vírus e outras espécies de bactérias (Roth, 2000).

Os probióticos, geralmente anaeróbios, atuam também como removedores de oxigênio, indisponibilizando o ambiente para bactérias patogênicas e favorecendo o crescimento de bactérias anaeróbias desejáveis (Vassalo, 1995).

Trabalhos têm indicado que o estímulo específico e não específico do sistema imune pode ser outro mecanismo pelo qual os probióticos podem beneficiar o animal hospedeiro (Pouwels et al., 1996; Fukushima et al., 1998). O mecanismo não está esclarecido, mas ao que tudo indica, componentes específicos da parede celular de alguns probióticos podem atuar com adjuvantes, melhorando a resposta do sistema imune humoral (Kaila et al., 1992).

Menten (2001) revisou o assunto e verificou que as respostas de aumento na produção de anticorpos, na ativação de macrófagos, proliferação de células T e produção de interferón estão relacionadas à utilização de probióticos à base de *Lactobacillus* e *Bifidobacterium*.

Roth (2000) defende a tese de que os probióticos podem não estimular, mas apenas propiciar ao sistema imunológico condições que este necessita para atuar normalmente.

A prevalência dos microrganismos probióticos no intestino dificulta a fixação dos patógenos seja por exclusão competitiva e/ou antagonismo direto. Provocando assim uma menor produção de amônia, toxinas e aminas pelos patógenos, contribuindo para a integridade do epitélio intestinal (Guillot, 2000).

Stewart & Chesson, 1993; Roth, 2000, sugerem que os probióticos afetam a permeabilidade do epitélio intestinal proporcionando maior eficiência na digestão e absorção de nutrientes. Além da proteção ao epitélio intestinal, os probióticos evitam que os patógenos utilizem aminoácidos, minerais e carboidratos para fermentação e produção de toxinas (Guillot, 2000).

Os probióticos também produzem enzimas, vitaminas e desconjugam sais biliares, facilitando a digestão (Gilliand, 1988). Assim, podem transformar compostos razoavelmente solúveis e não digeríveis em compostos altamente solúveis (Jorgensen, 1989). O *Bacillus subtilis* e o *Bacillus licheniformis* possuem atividade secretora de enzimas proteolíticas, aminolíticas e lipolíticas, auxiliando o hospedeiro a digerir certos tipos de substratos (Jensen & Jensen, 1992).

Outra possibilidade dos probióticos atuarem na melhora da nutrição são as bactérias produtoras de ácido láctico, que reduzem o pH do conteúdo intestinal (Roth, 2000). Esta acidificação pode facilitar e aumentar o transporte de ácidos graxos voláteis através do epitélio intestinal. Em pH inferior a 6,0 os ácidos se apresentam na forma dissociada que é dez vezes mais absorvida do que na forma não dissociada (Leedle, 2000b). Uma vez absorvidos, parte destes ácidos graxos pode se transformar em energia para os enterócitos, melhorando o metabolismo celular, conseqüentemente a absorção de nutrientes.

2.2.5 Extratos fitoterápicos

A preocupação crescente da população pela qualidade dos alimentos aumenta a demanda por pesquisas com produtos naturais. Na Europa, as pesquisas com extratos de plantas como alternativas ao uso de antibióticos como promotores de crescimento têm aumentado significativamente, enquanto que no Brasil o assunto é mais recente e o número de pesquisas ainda é escasso.

Os fitoterápicos são definidos como todo medicamento manufaturado obtido exclusivamente de matérias-primas ativas vegetais, com a finalidade de interagir com meios biológicos, a fim de diagnosticar, suprimir, reduzir ou prevenir estados e manifestações patológicas, com benefício para o usuário.

Segundo Kamel (2000), os efeitos benéficos das plantas estão associados com a constituição de seus princípios ativos e compostos secundários. Se considerarmos a vasta variedade de plantas existentes, constituídas por inúmeras substâncias, o grande desafio na utilização de extratos vegetais como alternativa ao uso de antimicrobianos está na identificação e quantificação dos efeitos exercidos pelos diferentes componentes presentes nos óleos essenciais sobre o organismo animal.

Espécies como *Hypericum perforatum* (hipérico), *Allium sativum* (alho), *Origanum majorana* (manjerona), *Origanum vulgare* (orégano), *Menta piperita* (hortelã), *Rosmarinus officinalis* (alecrim), *Thymus vulgaris* (tomilho), *Juniperus communis* (zimbardo) e *Allium cepa* (cebola) causaram interesse de pesquisadores da área animal, pois possuem princípios ativos que poderiam trazer benefícios aos animais (Kamel, 2000).

Princípios ativos são componentes químicos, presentes em todas as partes das plantas ou em áreas específicas, que conferem às plantas medicinais alguma atividade terapêutica (Martins et al., 2000). São produzidos como um mecanismo de defesa da planta contra fatores externos como estresse fisiológico, fatores ambientais e proteção contra predadores e patógenos. É por esse motivo que a composição dos constituintes metabólicos de uma planta pode variar com a espécie vegetal, origem e condições climáticas durante seu desenvolvimento. Outros fatores importantes de variação são os métodos de extração/destilação e estabilização utilizados e as condições e tempo de armazenamento (Huyghebaert, 2003).

Pesquisas recentes demonstraram a existência de um efeito sinérgico entre os princípios ativos primários e secundários das plantas. Os componentes secundários, princípios ativos encontrados em pequenas concentrações, atuam como potencializadores dos compostos primários (Kamel, 2000). Para o *Origanum vulgare* (orégano), foram descritos mais de 30 compostos químicos antibacterianos, sendo que apenas três ou quatro atuam isoladamente na concentração encontrada neste vegetal (Kamel, 2000). Portanto, os produtos à base de extratos vegetais devem conter diferentes princípios ativos de diferentes plantas para acentuar os efeitos (Langhout, 2000).

O exato modo de ação dos extratos vegetais ainda não está completamente elucidado, porém algumas hipóteses têm sido levantadas como o controle de patógenos

pela atividade antimicrobiana, atividade antioxidante, melhora na digestão através de estímulo da atividade enzimática e morfometria dos órgãos.

O mecanismo pelo qual a maioria dos extratos vegetais exerce seu efeito antimicrobiano é através de sua atividade na estrutura da parede celular bacteriana, desnaturando e coagulando as proteínas. Mais especificamente, atuam alterando a permeabilidade da membrana citoplasmática por íons de hidrogênio (H^+) e potássio (K^+). A alteração dos gradientes de íons conduz à deterioração dos processos essenciais da célula como transporte de elétrons, translocação de proteínas, etapas da fosforilação e outras reações dependentes de enzimas resultando em perda do controle quimiosmótico da célula afetada e conseqüentemente a morte bacteriana (Dorman; Deans, 2000). Os mesmos autores sugerem que o rompimento das paredes celulares das bactérias se deve ao caráter lipofílico dos óleos vegetais que se acumulam nas membranas. As bactérias gram-negativas possuem uma membrana externa que contém lipossacarídeos, formando uma superfície hidrofílica. Este caráter hidrofílico cria uma barreira à permeabilidade das substâncias hidrofóbicas como os óleos essenciais. Isto poderia explicar a freqüente resistência das bactérias gram-negativas ao efeito antimicrobiano de alguns óleos essenciais (Chao; Young; Oberg, 2000).

O efeito atividade antioxidante está relacionado, principalmente, com a presença de compostos fenólicos. No entanto, compostos como os flavonóides (presentes no orégano e tomilho) e terpenóides (como o timol, carvacrol e eugenol) também apresentam atividade antioxidante. Essas substâncias podem interceptar e neutralizar radicais livres, impedindo a propagação do processo oxidativo (Hui, 1996).

No processo digestivo, a presença de enzimas é fundamental para a digestão de nutrientes. Acredita-se que os extratos das plantas possam estimular a produção de saliva e dos sucos gástrico e pancreático, beneficiando a secreção enzimática e melhorando a digestibilidade dos nutrientes (Mellor, 2000).

Desde a década de 80 e início da de 90, alguns trabalhos (Ganesh-Baht et al., 1984; Sambaiah & Srinivasan, 1991) já investigavam, em ratos, o aumento na secreção e a mudança na composição da bile, provocados por óleos essenciais de pimenta e cominho. Mais recentemente demonstrou-se, também em ratos, que a capsaicina (princípio ativo da pimenta) também era capaz de estimular a salivação (produção de amilase) e aumentar a secreção das enzimas pancreáticas, da sacarase e da maltase (PLATEL & SRINIVASAN, 1996; WANG & BOURNE, 1998). Além da capsaicina, o

cinamaldeído (princípio ativo da canela) também teria ação estimulante sobre as enzimas pancreáticas (Wang & Bourne, 1998).

A modulação da microbiota pelos extratos vegetais, também, pode contribuir no processo digestivo. Piva et al. (2002ab) demonstraram que o carvacrol pode reduzir a população de *Enterobacteriaceae* spp., reduzindo também a produção de amônia, tóxica às células do epitélio intestinal. Assim, poderia haver uma ação protetora do epitélio intestinal, melhorando a absorção de nutrientes.

Portanto, o estímulo da produção de enzimas e secreções intestinais é o efeito mais estudado na tentativa de explicar a melhora da digestibilidade. Porém, pode existir a contribuição de outros mecanismos nesse processo. A morfometria dos órgãos parece não ser afetada pelo uso dos extratos vegetais (Hernández et al., 2004), mas a modulação da microbiota e a manutenção da integridade do epitélio intestinal podem ser efeitos importantes dos extratos herbais, como ocorre com outros tipos de promotores de crescimento.

As atividades anti-helmíntica, antibiótica e antioxidante de alguns compostos ativos já foram demonstradas *in vitro* por diversos trabalhos (Oliveira, 1991; Pozo, 1997; Doria, 1999; Guarrera, 1999; Essawi & Srour, 2000; Kamel, 2000; Hernández et al., 2004). Já os trabalhos *in vivo* são escassos e não apresentam dados conclusivos, mas sugerem que os extratos vegetais poderiam apresentar os mesmos efeitos comprovados *in vitro*, além de atividade antiinflamatória, estimuladora da circulação periférica, do consumo e da produção de sucos gástricos e biliar (Gupta & Sandhu, 1997 e 1998; Ader et al., 2000).

Segundo Kohlert et al. (2000), os princípios ativos dos extratos vegetais são absorvidos no intestino pelos enterócitos e metabolizados rapidamente no organismo animal. Os produtos deste metabolismo são transformados em compostos polares, através da conjugação com o glicoronato, e excretados na urina. Outros princípios ainda podem ser eliminados pela respiração como CO₂. A rápida metabolização e a curta meia vida dos compostos ativos levam a crer que existe um risco mínimo de acúmulo nos tecidos (Kohlert et al., 2000).

Os raros trabalhos que utilizaram os extratos vegetais na dieta de suínos mostram alguns resultados positivos no desempenho dos animais, muito embora conflitantes (Grela et al., 1998; Radford et al., 2002; Rodas et al., 2002). Dados mostram que, dependendo do extrato vegetal utilizado e da quantidade, pode haver

queda no desempenho (Horton et al., 1991). Entretanto, os resultados encontrados *in vitro* justificam uma maior investigação sobre os mecanismos de ação *in vivo*, a fim de se adequarem os níveis de inclusão e a escolha dos extratos para cada situação de desafio (Turner et al., 2001; Hernández et al., 2004).

3- MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido na creche da granja comercial Bola de Níquel, no município de Urucânia- Minas Gerais, no período de 19 de abril a 17 de maio de 2010.

Foram utilizados 720 leitões de linhagem comercial, desmamados aos 21 dias de idade, com peso inicial médio de 5,81 Kg. Os leitões foram distribuídos em delineamento de blocos ao acaso, totalizando seis tratamentos, oito repetições e quinze animais por unidade experimental.

Para a formação das unidades experimentais, os leitões foram pesados e depois agrupados por faixa de peso, de forma que todas as parcelas apresentassem peso médio semelhante.

Aos 21 dias de idade os animais foram desmamados, transferidos para salas de creche e alojados em gaiolas suspensas de 1,50 x 2,00 metros, providas de comedouro tipo calha, bebedouros tipo chupeta com fornecimento de água e dieta sólida à vontade, para atender o consumo *ad libitum*.

Durante o período experimental, as temperaturas do ar foram monitoradas diariamente por meio de termômetros de máxima e mínima e mensuradas na parte mediana do galpão, tomando como referencias a meia altura do corpo dos animais.

Para o controle de doenças respiratórias foi utilizado antibiótico injetável de ação prolongada aplicado aos 21 e 35 dias de idade, com tropismo para o sistema respiratório e sem ação comprovada no tecido do trato intestinal.

Aos 21, 35 e 49 dias de idade os animais foram pesados para obtenção dos dados de ganho de peso, consumo de ração e conversão alimentar, assim como as quantidades das rações fornecidas, sobras e desperdícios foram mensurados para a determinação do consumo médio diário de ração e posteriormente o cálculo da conversão alimentar nas fases consideradas.

Os animais foram observados em suas baias diariamente para a avaliação da consistência das fezes e avaliação de sintomas entéricos (por animal e/ou baia). Foram realizadas coletas de amostras de fezes de cada tratamento no final de cada período experimental para realização de análise de isolamento bacteriano. As análises foram

realizadas em laboratório comercial de microbiologia veterinária através de técnicas e metodologia próprias.

Os tratamentos foram constituídos de uma dieta padrão acidificada com um *blend* de ácidos orgânicos, mistura de ácido benzóico, cítrico e fórmico, (tratamento controle = CON) e suplementada com: antibiótico, sulfato de colistina, (ANT); prebiótico um, à base de parede de leveduras, zinco quelatado, cobre quelatado e selênio, (PRE 1); prebiótico dois, à base de MOS e β -glucanos (PRE 2); probiótico à base de *Bacillus subtilis* e *Bacillus licheniformis* (PRO) e extrato fitoterápico à base de óleo essencial de canela, óleo essencial de orégano óleo essencial de alecrim e extrato de pimenta (FIT).

Os tratamentos utilizados foram:

CONT: Dieta acidificada com *blend* de ácidos orgânicos - 9,00 kg/ ton.

ANT: Dieta T₁ + Sulfato de Colistina - 60 ppm

PRE 1: Dieta T₁ + Prebiótico um - 2,00 kg/ ton.

PRE 2: Dieta T₁ + Prebiótico dois - 2,00 kg/ ton.

PRO: Dieta T₁ + Probiótico - 0,40 Kg/ ton.

FIT: Dieta T₁ + Extrato fitoterápico - 0,20 Kg/ ton.

Os ingredientes utilizados na composição das rações para os leitões foram de alta digestibilidade indicados para as fases pré-inicial I (21 aos 35 dias) e pré- inicial II (36 aos 49 dias). As rações experimentais foram formuladas com base nas recomendações de Rostagno et al. (2005), atendendo as exigências nutricionais de cada fase, Pré-inicial I e Pré-inicial II .

As composições centesimais e nutrientes calculados das rações experimentais, Pré-inicial I e Pré-inicial II, estão apresentadas na Tabela 1.

Tabela 1 – Composições centesimais e nutrientes calculados das rações experimentais, Pré - inicial I (21 a 35 dias) e Pré – inicial II (36 a 49 dias), expressos na matéria natural.

Ingredientes (Kg)	Pré - inicial I	Pré – inicial II
Milho	24,00	40,00
Milho pré-cozido	25,00	16,00
Soja Integral Micronizada	3,20	3,00
Soja Farelo 44%	19,16	24,37
Plasma suíno em pó	2,50	1,50
Hemácias em pó	1,00	0,00
Extrato protéico de levedura	2,50	2,50
Açúcar	1,00	1,00
Leite em pó	15,00	5,00
Blend de ácidos orgânicos	0,90	0,90
Sal	0,10	0,50
Fosfato Bicálcico	1,50	1,40
Caulim*	0,20	0,20
Óleo de soja	2,00	2,00
Mistura Vitamínica ¹	0,15	0,15
Mistura Mineral ²	0,10	0,10
Cloreto de Colina (65%)	0,08	0,08
L-Lisina- HCl	0,48	0,45
DL-Metionina	0,22	0,20
L-Treonina	0,21	0,18
L-Triptofano	0,03	0,00
L-glutamina e ác. gultâmico (10%)	0,60	0,40
Palatabilizante	0,05	0,05
Antioxidante BHT	0,02	0,02
Total	100,00	100,00
Energia Metabolizável (Kcal/Kg)	3428,00	3354,00
Proteína Bruta (%)	20,10	20,06
Lisina Total (%)	1,57	1,46
Lisina Dig. (%)	1,45	1,34
Met + Cist. Dig. (%)	0,78	0,77
Treonina Dig. (%)	0,92	0,86
Triptofano Dig. (%)	0,24	0,21
Valina Dig. (%)	0,83	0,82
Cálcio (%)	0,61	0,54
Fósforo Total (%)	0,69	0,63
Fósforo Disponível (%)	0,49	0,41
Sódio (%)	0,34	0,39

*Substituído nos tratamentos com a inclusão dos aditivos.

1-Mistura Vitamínica – Quantidades por Kg de ração: 6000 UI de vit. A.; 1500 UI de vit. D₃; 1,5 mg de vit K₃; 1,35 mg de tiamina; 4,0 mg de riboflavina; 2,0 mg de piridoxina; , 0,02 mg de vit. B₁₂; 20mg de ácido nicotínico; 0,6 mg de ácido fólico; 0,8 mg de biotina; 9,35 mg de ácido pantotênico; 0,3 mg de selênio.

2 - Mistura Mineral – Quantidades por Kg do ração: 1,5 mg de iodo; 1,0 mg de cobalto; 10 mg de cobre ; 100 mg de zinco, 100 mg de ferro; 40 mg de manganês.

Os parâmetros de desempenho foram analisados pelo Sistema de Análises Estatísticas e Genéticas (SAEG), desenvolvido na Universidade Federal de Viçosa (2007), versão 9.1, utilizando-se os procedimentos para análise de variância. O peso inicial foi utilizado como co-variável, e as médias comparadas pelo teste Tukey. O modelo matemático adotado foi:

$$Y_{ij} = m + t_i + b_j + e_{ij},$$

em que:

$$i = 1, 2, 3, \dots, i$$

$$j = 1, 2, 3, \dots, j$$

Y_{ij} = valor observado na parcela relativa ao tratamento i no bloco j ;

m = média geral;

t_i = efeito devido ao tratamento i ;

b_j = efeito devido ao bloco j ;

e_{ij} = efeito devido aos fatores não controlados (erro experimental).

4- RESULTADOS E DISCUSSÃO

Durante o período experimental, os registros de temperatura interna do galpão foram obtidos com a instalação de termômetros de máxima e mínima, localizados na parte mediana do galpão, tomando como referência a meia altura do corpo dos animais. Os dados foram tomados uma vez por dia.

Na Tabela 2, encontram-se as médias por período de temperaturas mínima e máxima do galpão durante o período experimental.

Tabela 2 - Média de temperaturas do ar mínima e máxima no interior do galpão durante o período experimental (°C).

	Bloco I			Bloco II		
	Mínima	Máxima	Média	Mínima	Máxima	Média
Período	(°C)	(°C)	(°C)	(°C)	(°C)	(°C)
21 a 35 dias	17,9	31,8	24,8	17,5	31,9	24,7
36 a 49 dias	16,4	26,6	21,5	16,4	27,2	21,8
21 a 49 dias	16,9	28,5	22,7	16,8	28,9	22,8

As médias das temperaturas mínimas foram 17,0°C e 16,9°C e máximas 29,0 °C e 29,3°C para os blocos I e II, respectivamente. O que demonstra que os animais permaneceram durante todo tempo dentro da faixa de conforto térmico, que compreende a faixa de 15,0°C a 34,0 °C segundo Hannas (1999).

Os resultados de ganho de peso médio diário (GPMD), consumo de ração médio diário (CRMD) e conversão alimentar (CA) dos leitões nas fases 21 a 35, 36 a 49 e 21 a 49 dias de idade, bem como o peso corporal, encontram-se na Tabela 3.

Tabela 3 – Parâmetros de desempenho em função dos tratamentos experimentais, nos períodos de 21 a 35, 36 a 49 e 21 a 49 dias de idade.

	Tratamentos						CV (%)
	CONT	ANT	PRE1	PRE2	PRO	FIT	
Peso aos 21 dias (Kg)	5,66	5,57	5,68	5,75	5,74	5,77	6,80
Peso aos 35 dias (Kg)	8,99	9,19	9,66	9,50	9,37	9,17	5,90
Peso aos 49 dias (Kg)	15,68	15,93	16,42	16,52	16,17	15,47	4,90
Período de 21 a 35 dias							
GPMD (Kg)	0,23	0,25	0,28	0,27	0,26	0,25	15,11
CRMD (Kg)	0,31	0,32	0,36	0,36	0,34	0,32	13,51
CA	1,33	1,29	1,27	1,33	1,31	1,30	6,71
Período de 36 a 49 dias							
GPMD (Kg)	0,48ab	0,48ab	0,48ab	0,50a	0,49ab	0,45 b	5,61
CRMD (Kg)	0,66	0,69	0,70	0,72	0,73	0,69	9,33
CA	1,39	1,43	1,45	1,44	1,49	1,54	8,10
Período de 21 a 49 dias							
GPMD (Kg)	0,36	0,37	0,38	0,38	0,37	0,35	7,64
CRMD (Kg)	0,49	0,50	0,53	0,54	0,53	0,51	8,25
CA	1,37	1,37	1,38	1,40	1,43	1,45	5,77

Médias seguidas de letras distintas na mesma linha indicam, estatisticamente, diferença significativa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Não se observou efeito significativo ($P \geq 0,05$) entre os tratamentos sobre nenhum dos parâmetros avaliados nos períodos de 21 a 35, 36 a 49 e 21 a 49 dias, exceto no período de 36 a 49 dias de idade, onde o GMPD foi significativo ($P \leq 0,05$).

Analisando os dados de consumo de ração médio diário (CRMD) nos períodos de experimentação, observa-se que no período de 21 a 35 dias, os leitões que receberam os tratamentos com antibiótico e extrato fitoterápico, com prebióticos e com probiótico na ração consumiram 3,23%, 16,13% e 9,68%, respectivamente a mais, em valor absoluto, em relação aos animais que receberam o tratamento controle. No período de 36 a 49 dias, o consumo de ração dos animais que receberam os tratamentos com antibiótico, com prebióticos, com probiótico e com extrato fitoterápico foi 3,03%, 6,06%, 9,09%, 10,60% e 16,67%, respectivamente maior, em valor absoluto, em relação aos animais que receberam o tratamento controle. No período de 21 a 49 dias,

constatou-se que o consumo de ração médio diário dos leitões que receberam as rações com antibiótico, com prebióticos, com probiótico e com extrato fitoterápico consumiram 2,04%, 8,16%, 10,20% e 4,08% a mais que os leitões que receberam o tratamento controle.

O maior CRMD dos animais que receberam as rações dos tratamentos com prebióticos e com probiótico propiciou um resultado superior no ganho de peso médio diário (GPMD) dos mesmos.

A CA dos animais no período de 21 a 35 dias, foi melhor nos animais que receberam os tratamentos com antibiótico, com prebiótico um, com probiótico e com extrato fitoterápico, sendo que os animais que receberam o tratamento com prebiótico dois possuíram o mesmo valor de CA que os animais que receberam o tratamento controle.

De 36 a 49 dias, os animais dos tratamentos com antibiótico e com extrato fitoterápico apresentaram uma pior CA em relação aos animais do tratamento controle e no período de 21 a 49 dias, os animais dos tratamentos com prebióticos, probiótico e com extrato fitoterápico apresentaram uma pior CA aos animais dos tratamentos controle e com antibiótico.

Dados deste experimento não diferem dos de Costa et al. (2007), que trabalhando com leitões de 21 a 35 dias, observaram que os animais que receberam o tratamento antimicrobiano apresentaram melhor CA que a média dos que receberam os diferentes tratamentos com extratos vegetais. No período de 21 a 56 dias de idade, os animais do tratamento com antimicrobiano também apresentaram os melhores resultados de consumo de ração médio, ganho de peso médio diário e conversão alimentar, em comparação aqueles que receberam os diferentes tratamentos com extratos vegetais.

Os melhores índices de CA podem ser resultados de uma melhor absorção dos nutrientes aliada ao menor gasto de energia e proteína para a manutenção do trato gastrointestinal, devido a ação de aditivos no trato digestivo do animal, fazendo com que não haja gastos de energia desnecessários para combate de doenças e competição de nutrientes com bactérias patogênicas.

Houve diferença entre os tratamentos ($P \leq 0,05$) sobre o ganho de peso médio de 36 a 49 dias.

Os tratamentos controle, com antibiótico, com prebiótico um e dois e com probiótico apresentaram um melhor GPMD dos animais no período de 36 a 49 dias de idade, o tratamento com extrato fitoterápico apresentou um baixo GPMD dos animais no período de 36 a 49 dias.

O maior ganho de peso médio diário dos animais recebendo rações dos tratamentos com prebióticos e probiótico, de 26 a 49 dias, parece que foi devido ao maior consumo diário de ração, visto que a conversão alimentar não foi afetada pelos tratamentos, assim como o consumo de ração médio dos animais.

Os resultados deste trabalho condizem com os de Utiyama et al. (2006), que ao utilizarem prebiótico na ração de leitões durante os 14 primeiros dias pós-desmame, verificaram maior ganho de peso médio diário em relação ao uso de antibiótico, probiótico e extrato vegetal.

Spring (2000) relatou alguns trabalhos científicos, nos quais o uso de prebiótico nas dietas de leitões recém-desmamados aumentou ($P < 0,05$) o GPMD e o CRMD, mas não alterou a CA ($P > 0,05$). Os dados deste experimento são semelhantes aos GPMD e CA dos animais, embora o CRMD dos animais tenha sido diferente.

Os prebióticos tem demonstrado ser um eficiente agente promotor da imunidade contra microrganismos patogênicos específicos, evitando a colonização, permitindo a sua apresentação às células do sistema imune (Ferket, 2003) e aumentando a presença de IgG no sangue e IgA na bile e na mucosa intestinal (Savage et al., 1996). Este mecanismo é possível, pois, as estruturas moleculares das bactérias invasoras, como lipopolissacarídeos e peptidoglicanos e, possivelmente, as estruturas de manose das paredes celulares de leveduras são reconhecidas pelo sistema imunológico (Newman, 1994).

Ativando a resposta imune, haverá economia de energia, pois a resposta inflamatória ativa despenderia um esforço energético muito maior. A resposta imunológica ativa provoca febre (que diminui o consumo de ração), impede a concentração de reservas corporais (glicose, aminoácidos e minerais) no fígado, músculos e ossos, suprime a absorção de nutrientes nos intestinos e aumenta a perda de fluídos corporais na forma de diurese e diarreia (Ferket, 2003). A ativação crônica da resposta imunológica ativa, portanto, é prejudicial ao desempenho do animal (Ferket, 2002). Assim, desempenho dos animais recebendo prebióticos pode estar ligado à ação do mananoligossacarídeo sobre a microbiota, o tecido gastrintestinal e a resposta imune.

O prebiótico pode ter agido sobre o sistema imune, proporcionando boas condições para que o animal expressasse seu potencial genético.

Além de propiciarem os melhores resultados nos parâmetros avaliados, os prebióticos propiciaram resultados semelhantes, o que demonstra a eficácia destes aditivos na nutrição animal.

Em trabalhos de revisão por Bellaver (2000), Stewart & Chesson (1993) utilizando diversos tipos de probióticos, concluem que, em média, há um aumento de 4,8% no GPMD de leitões na fase inicial. Roth & Kirchgessener (1998), utilizando probiótico à base de *Bacillus* também conseguiram resultados positivos no GPMD de leitões recém-desmamados. Vassalo (1995) demonstrou que o uso de probióticos à base de *Bacillus toyoi* melhorou o GPMD de leitões recém-desmamados, porém não havia desafio microbiológico nas instalações, já que não houve diferença entre o tratamento controle e antimicrobiano. Kreuzer (1994) e Budiño (2004), fornecendo probióticos à base de *Bacillus subtilis* e *Bacillus licheniformis* a leitões recém-desmamados encontraram resultados semelhantes a Vassalo (1995).

Tanto no período de 21 a 35 dias e 21 a 49 dias, o GPMD não foi significativo estatisticamente. Porém numericamente, no período de 21 a 35 dias o GPMD dos animais que receberam os tratamentos com prebióticos e com probiótico foi superior em média 17,39% e 8,00% em relação ao GPMD dos animais do tratamento controle e dos tratamentos com antibiótico e com extrato fitoterápico, respectivamente. Sendo os animais que receberam os tratamentos com antibiótico e com extrato fitoterápico apresentaram um GPMD 8,70% superior ao dos animais do tratamento controle.

No período de 21 a 49 dias, o GMPD dos animais em relação ao tratamento controle foi maior 9,52% para os que receberam os tratamentos com prebióticos e com probiótico; maior 2,86% para os animais que receberam o tratamento com antibiótico e igual ao dos animais que receberam o tratamento com extrato vegetal.

Os dados encontrados neste experimento são semelhantes aos encontrados por Utiyama et al. (2006), Oetting et al. (2006) e Costa et al. (2007), que, no geral, observaram melhor desempenho nos animais que receberam rações experimentais com antibiótico em comparação aos animais que receberam ração contendo extratos vegetais.

Algumas teorias podem ser utilizadas para explicar a não eficácia esperada pela associação dos extratos fitoterápicos com ácidos orgânicos.

Uma dessas teorias seria o fato que, para que os extratos fitoterápicos possam apresentar os dois efeitos mais comumente observados, o antimicrobiano e o de estimulação do sistema enzimático, e para que estes efeitos possam ser observados *in vivo*, os níveis de inclusão dos extratos fitoterápicos na dieta devem ser elevados ou suplementados em combinações de diferentes óleos, cujos diferentes componentes se completam e reforçam sua ação sobre o organismo. Lambert et al. (2001) cita que a forma como estes componentes se manifestam é através de seus princípios ativos, e que precisam ter suas concentrações aumentadas para apresentarem efeito em produtos comerciais.

Essa associação de princípios ativos pode ser explicada através da sinergia dos mesmos. Algumas pesquisas já demonstraram a existência de um efeito sinérgico entre componentes primários e secundários das plantas (Kamel, 2000), sendo que os componentes secundários (na maior parte, os princípios ativos em extrato fitoterápico) atuam como potencializadores dos componentes primários.

O ganho de peso médio diário se comportou de forma equivalente à tendência do peso médio final dos animais nos tratamentos com prebióticos e com probiótico.

Este experimento baseou-se no fato de que os ácidos orgânicos têm exercido efeitos positivos sobre o controle de microorganismos patogênicos em leitões jovens, no sentido de prevenir doenças na fase pós-desmame. Assim, vários pesquisadores como Giesting & Easter, (1985); Palenzuela (2000); Silva, (2004), avaliando a utilização de ácidos orgânicos em dietas para leitões, tem verificado efeito significativo dos tratamentos com ácidos orgânicos sobre a conversão alimentar, sem observar efeito sobre o ganho de peso. No entanto, Silva et al. (2002) observaram melhora no ganho de peso médio diário dos leitões ao suplementarem a dieta com 2,5% de ácido láctico, sem diferenças de consumo de ração e conversão alimentar.

Também avaliando ácidos orgânicos nas rações de leitões, Risley et al. (1991), Teixeira et al. (2003) e Corassa (2004) não verificaram variação no consumo de ração dos animais. Já Cole et al. (1968) e Tsiloyiannis et al. (2001a,b), fornecendo ácido láctico na dieta de leitões, observaram que estes apresentaram melhora no ganho de peso, do consumo de ração e da conversão alimentar dos animais, demonstrando que o ácido orgânico exerce efeito positivo sobre o organismo do animal como tratamento preventivo de doenças da fase pós-desmame.

As análises bacterianas das fezes dos leitões fezes encontram-se na Tabela 4.

Detectou-se em todos os tratamentos a presença de bactérias como *Streptococcus sp* e *Escherichia coli* α hemólise e *Escherichia coli* β hemólise no ambiente experimental, mostrando que todas as baias estavam infectadas. Houve atuação dos aditivos no controle da contaminação bacteriana do ambiente devido à menor incidência das bactérias detectadas, no período de 36 a 49 dias de idade.

Tabela 4 - Isolamento bacteriano das fezes dos animais em função dos tratamentos experimentais, nos períodos de 21 a 35 e 36 a 49 dias de idade.

Tratamento		CONTROLE								ANTIBIÓTICO								PREBIÓTICO 1							
Repetição		1	2	3	4	5	6	7	8	1	2	3	4	5	6	7	8	1	2	3	4	5	6	7	8
Período (dias)	21 a 35	▲	▲	▲	▲	▲	▲	▲	▲		▲	▲	▲	▲	▲	▲	▲	▲		▲	▲	▲	▲	▲	▲
		■	■	■	■			■		■		■					■		■		■			■	
	36 a 49	▲				▲		▲		▲	▲	▲	▲	▲	▲	▲	▲		▲				▲		
		■	■			■	■			■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■		■			

Tratamento		PREBIÓTICO 2								PROBIÓTICO								EXTRATO FITOTERÁPICO							
Repetição		1	2	3	4	5	6	7	8	1	2	3	4	5	6	7	8	1	2	3	4	5	6	7	8
Período (dias)	21 a 35	▲	▲	▲	▲	▲	▲	▲	▲			▲	▲	▲	▲	▲	▲		▲	▲		▲	▲	▲	▲
		■		■					■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■		■	■	■	■
	36 a 49	▲				▲					▲	▲	▲		▲	▲	▲	▲	▲	▲		▲		▲	
		■	■			■	■			■	■	■			■	■		■	■	■	■	■	■		

Legenda: ▲ - *Streptococcus sp* • - *Escherichia coli* α hemólise ■ - *Escherichia coli* β hemólise

A avaliação da consistência das fezes está expressa na Tabela 5.

Tabela 5 – Avaliação da consistência das fezes dos animais em função dos tratamentos experimentais, nos períodos de 21 a 35, 36 a 49 dias de idade.

Período de 21 a 35 dias de idade		Tratamentos					
Repetição	CONT	ANT	PRE 1	PRE 2	PRO	FIT	
1	N	N	N	D	N	N	
2	P	N	N	N	D	D	
3	N	P	P	N	N	D	
4	D	N	D	P	N	D	
5	N	N	N	N	N	N	
6	N	N	N	N	N	N	
7	N	N	N	N	N	N	
8	N	N	N	N	N	N	
Período de 36 a 49 dias de idade		Tratamentos					
Repetição	CONT	ANT	PRE 1	PRE 2	PRO	FIT	
1	D	N	N	N	N	D	
2	N	N	N	D	N	N	
3	D	N	N	N	D	N	
4	N	N	D	N	N	N	
5	D	N	N	N	N	N	
6	N	D	N	N	N	N	
7	N	N	N	N	N	P	
8	D	D	N	N	N	N	

D – Fezes diarréicas; N – Fezes normais e P – Fezes pastosas.

Foi observada ocorrência de fezes pastosas e alguns casos de diarreia em todos os tratamentos por períodos curtos de tempo. Embora reduzidos, não ocorreram em grande número de animais e não houve continuidade nas repetições, podendo-se sugerir que estes casos foram provocados por estresse e problemas nutricionais.

Os resultados deste estudo não diferiram dos verificados por Silva (2004), que constatou casos diarreia em leitões alimentados com acidificantes nos primeiros dias após a chegada à creche, devido ao estresse nutricional.

Segundo Kelly & King (2001), o próprio estresse da separação da porca, o transporte e o novo ambiente podem provocar alterações morfo-histológicas

importantes, deixando o leitão mais exposto às perturbações intestinais. Portanto, possivelmente a ocorrência de diarreia e/ou enterites foi provocada devido a problemas nutricionais e estresse, do que problemas patogênicos, principalmente pelo fato de que houve recuperação gradual dos leitões e da não interferência no desempenho dos animais.

Entretanto, provavelmente os promotores do crescimento testados foram efetivos em controlar a contaminação pelos microrganismos analisados e que parece que a presença destes microrganismos não foi suficiente para provocar diarreia patogênica nos leitões; visto que pela avaliação da consistência das fezes ficou esclarecido que os poucos casos de diarreia observados estão ligados a fatores de estresse e nutricionais.

5- CONCLUSÃO

A utilização de aditivos como antibiótico, prebióticos e probióticos associados ao *blend* de ácido orgânicos propiciou melhores resultados de ganho de peso médio diário nos leitões de 36 a 49 dias de idade.

6- REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADER, P.; WESSMANN, A.; WOLFFRAM, S. Bioavailability and metabolism of the flavonol quercetin in the pig. **Free Radical Biology & Medicine**, v.28, p.1056-1067, 2000.

ANDERSON, D.B.; McCracken, V.J.; AMINOV, R.I.; SIMPSON, J.M.; MACKIE, R.I.; VERSTEGEN, M.W.A.; GASKINS, H.R. Gut microbiology and growth-promoting antibiotics in swine. **Pig News Information**, v.20, p.115N-122N, 1999.

ANDREATTI FILHO, R. L.; SILVA, E. N. Probióticos e correlatos na produção avícola. In:

PALERMO NETO, J.; SPINOSA, H. S.; GÓRNIK, S. L. **Farmacologia aplicada à avicultura**. São Paulo: Roca, 2005. cap. 15, p. 225-248.

BERG, R.D. Probiotics, prebiotics or 'conbiotics'? **Trends in Microbiology**, v.6, p.89-91, 1998.

BELLAVER, C. O uso de microingredientes (aditivos) na formulação de dietas para suínos e suas implicações na produção e na segurança alimentar. In: CONGRESSO MERCOSUL DE PRODUÇÃO SUÍNA, Buenos Aires, 2000. **Anais**. Buenos Aires: FCV, UBA; FAV, UNRC; EMBRAPA, 2000. p.93- 108.

BIOTECNAL. O fantástico mundo dos probióticos. Manual da equipe técnica da Biotecnal, 1999.

BUDIÑO, F.E.L. **Probiótico e/ou prebiótico na dieta de leitões recém-desmamados**. Jaboticabal, 2004, 75p. Tese (Doutorado) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”.

BUTOLO, J.E. Uso de aditivos na alimentação de aves: frangos de corte. In: SIMPÓSIO SOBRE AS IMPLICAÇÕES SÓCIO-ECONÔMICAS DO USO DE

ADITIVOS NA PRODUÇÃO ANIMAL, Piracicaba, 1999. **Anais**. Piracicaba: CBNA, 1999. p.85-98.

BUTOLO, J. E. **Qualidade de ingredientes na alimentação animal**. 1ª Ed. Campinas: CBNA, 2002. 403 p.

CHAO, S.C., YOUNG, D.G.; OBERG, C.J. Screening for inhibitory activity of essential oils on selected bacteria, fungi and viruses. **Journal of Essential Oil Research**, Winston-Salem, v.12, p. 639-649, 2000.

CHERRINGTON, C.A.; HINTON, M.; MEAD, G.C.; CHOPRA, I. Organic acids: chemistry, antibacterial activity and practical applications. **Advances in Microbial Physiology**, n.32, p.87-108, 1991.

CHEESON, A. Probiotics and other intestinal mediators. In: COLE, D.J.A.; WISEMAN, J.; VARLEY, M.A. (Ed.). **Principles of pig science**. Nottingham: University Press of Nottingham, 1994. cap.13, p. 197-214.

COLE, D.J.A.; BEAL, R.M.; LUSCOMBE, J.R. The effect on performance and bacterial flora of lactic acid, propionic acid, calcium propionate and calcium acrylate in the drinking water of weaned pigs. **Veterinary Record**, v.83, n.14, p.459-464, 1968.

COLLET, S. Nutrição, imunidade e produtividade. In: RONDA LATINOAMERICANA E DO CARIBE DA ALLTECH, 10., Campinas, 2000. **Anais**. Campinas: ALLTECH, 2000. p.20-30.

CORASSA, A. **Mananoligossacarídeos, ácidos orgânicos, probióticos e níveis de ácido fólico em dietas para leitões de 21 a 49 dias de idade**. Viçosa, MG: UFV, 2004. 65 f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

COSTA, L.B., TSE, M.L.P., MIYADA, V.S. Extratos vegetais como alternativas aos antimicrobianos promotores de crescimento para leitões recém-desmamados. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.36, n.3, p.589-595, 2007.

CROMWELL, G.L. Nuevos aditivos alimenticios. **Ind. Porcina**, 9(06): 15-17, 1989.

CROMWELL, G.L. In: **Swine Nutrition**. By E. Miller, D. E. Ulrey, A J. Lewis. Butterworth- Heinemann. Boston, p. 297-314. 1991.

COLLINS, M.D.; GIBSON, G.R. Probiotics, prebiotics and synbiotics: approaches for modulating the microbial ecology of the gut. **American Journal of Clinical Nutrition**, v.69, suppl. 1, p.1052S, 1999.

CURTIS, S.E. **Environmental management in animal agriculture**. 2. ed. Ames, Iowa: Iowa State University, 1983. 410 p.

DAVIS, M. E., MAXWELL, C. V., ERF, G. F. et al.. Dietary supplementation with phosphorylated mannan improves growth response and modulates immune functions of weanling pigs. **Journal of Animal Science**, v. 82, p.1882-1891, 2004

DAWSON, K.A.; PIRVULESCU, M. Mananologossacarídeos derivados de leveduras como moduladores da resposta imunológica e alternativas aos promotores de crescimento antimicrobianos. In: RONDA LATINOAMERICANA E DO CARIBE DA ALLTECH, 8., Campinas, 1999. **Anais**. Campinas: ALLTECH, 1999. p.33-41.

DORIA, R.F.A. **Ação antioxidante de extratos etanólicos de alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) e orégano (*Origanum vulgare* L.) em óleo de soja submetido a termoxidação e fotoxidação**. Piracicaba, 1999.71p. Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de Agronomia “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.

DORMAN, H.J.D.; DEANS, S.G. Antimicrobial agents from plants: antibacterial activity of plant volatile oils. **Journal of Applied Microbiology**, Oxford, v.88, p.308-316, 2000.

ESSAWI, T.; SROUR, M. Screening of some Palestinian medicinal plants for antibacterial activity. **Journal of Ethno-pharmacology**, v.70, p.343-349, 2000.

EWING, W.N.; COLE, D.J.A. The living gut: an introduction to microorganisms in nutrition. Context Dungannon, 1994. 200p.

FERKET, P.R. Use of oligosaccharides and gut modifiers as replacements for dietary antibiotics. In: MINNESOTA NUTRITION CONFERENCE, 63., Indianápolis, 2002. **Proceedings**. Indianápolis: UIL, 2002. p.169-182.

FERKET, P.R. Manutenção da saúde intestinal em um mundo sem antibióticos. In: RONDA LATINOAMERICANA DA ALLTECH, 13., Campinas, 2003. SP. **Anais**. Campinas: ALLTECH, 2003. p.26-39.

FINUCANE, M. P.; SPRING, P.; NEWMAN, K. E. Incidence of mannose sensitive adhesins in enteric pathogens. In: SOUTHERN POULTRY SCIENCE, 18., Atlanta, 1999. **Poster**. Atlanta:GA, 1999. p.21.

FUKUSHIMA, Y.; KAWATA, Y.; HARA, H.; TERADA, A.; MITSUOKA, T. Effect of a probiótico formula on intestinal immunoglobulin A production in healthy children. **International Journal of Food and Microbiology**, v.42, p.39-44, 1998.

FULLER, R. Probiotics in man and animals. **Journal of Applied Bacteriology**, v.66, p.356-378, 1989.

GANESH-BAHT, B.; SRINIVASAN, M.R.; CHANDRAEKHARA, N. Influence of curcumin and capsaicin on the composition and secretion of bile in rats. **Journal of Food Science and Technology**, v.21, p.225-227, 1984.

GIBSON, G.R.; ROBERFROID, M.B. Dietary modulation of the human colonic microbiota: introducing the concept of prebiotics. **Journal of Nutrition**, v.125, p.1401-1412, 1995.

GIESTING, D.W.; EASTER, R.A. Response of starter pigs to supplementation of cornsoybean meal diets with organic acids. **Journal of Animal Science**, v. 60, n.5, p.1288-1294, 1985.

GILLIAND, S.E. Probiotics: fact or fancy? In: INTERNATIONAL BIOTECHNOLOGY SYMPOSIUM, Paris, 1988. **Anais**. Paris: Società Française de Microbiologis, 1988. v.2, p.923-933.

GRELA, E.R.; KRUSINSKA, R.; MATRAS, J. Efficacy of diets with antibiotic and herb mixture additives in feeding of growing-finishing pigs. **Journal of Animal and Feed Science**. v.7, suppl. 1, p.171-175, 1998.

GUARRERA, P.M. Tradicional antihelmintic, atiparasitic and repellent uses of plants in Central Italy. **Journal of Ethnopharmacology**, v.68, p.183-192, 1999.

GUILLOT, J.F. The pros and cons of probiotics – make probiotics work for poultry. **Feed Mix**, v.23, n.8, p.28-30, 2000. Número especial.

GUPTA, A.; SANDHU, R.S. *In vivo* binding of mannose specific lectin from garlic to intestinal epithelium. **Nutrition Research**, v.17, p. 703-711, 1997.

HAMPSON, D.J., KIDDER, D.E. Influence of creep feeding and weaning on brush border enzyme activities in the piglet small intestine. **Research Veterinary Science**. v.40, p.24-31, 1986.

HANNAS, M.I.; OLIVEIRA, R.F.M.; DONZELE, J.L. Efeito da temperatura ambiente sobre parâmetros fisiológicos e hormonais de leitões dos 15 aos 30 kg. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 36.,1999, Porto Alegre. **Anais...** Porto Alegre: Sociedade Brasileira de Zootecnia, 1999. 226p.

HARDY, B. The issue of antibiotic use in the livestock industry: what have we learned? In: CONFERENCE ON ANTIBIOTIC USE IN ANIMAL AGRICULTURE, 13., Fairmont, MN, 2002. **Anais**. Fairmont: UMN, 2002. p.129-147.

HEDEMANN, M.S.; HOJSGAARD, S.; JENSEN, B.B. Small intestinal morphology and activity of intestinal peptidases in piglets around weaning. **Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition**. v.87, p.32-41, 2003.

HENRY, P., AMMERMAN, C.B., CAMPBELL, D.R., et al. Effect of antibiotics on tissue trace mineral concentration and intestinal tract weight of broiler chicks. **Poultry Science**, v.66, p.1014-1018, 1987.

HERNANDÉZ, F.; MADRID, J.; GARCÍA, V.; ORENGO, J.; MEGÍAS, M.D. Influence of two plant extracts on broilers performance, digestibility, and digestive organ size. **Poultry Science**. v.83, p.169- 174, 2004.

HOOGE, D.M. Antibiotic and their alternatives for poultry examined. **Feedstuffs**. v.71, p.59-61 e 75-76, 1999.

HORTON, G.M.J.; BLETHEN, D.B.; PRASAD, B.M. The effect of garlic (*allium sativum*) on feed palatability of horses and feed consumption, selected performance and blood parameters in sheep and swine. **Canadian Journal of Animal Science**. v.71, p.607-610, 1991.

HUI, Y.H. Oleoresins and essential oils. In: HUI, Y.H. (Ed). **Bailey's Industrial Oil and Fat Products**. New York: Wiley-Interscience Publication, 1996. cap.6, p.145-153.

HUYGHEBAERT, G. Replacement of antibiotics in poultry. In: EASTERN NUTRITION CONFERENCE, 2003, Quebec City. **Anais**. Quebec City: UON, 2003. p.1-23.

IJI, P. A.; TIVEY, D. R. Natural and synthetic oligosaccharides in broiler chicken diets. **World's Poultry Science Journal**, v. 54, p. 129-143, 1998.

JENSEN, J.F.; JENSEN, M.M. The effect of using growth promoting *Bacillus* strains in poultry. In: WORLD'S POULTRY CONGRESS, 13., 1992, Amsterdam. **Anais**. Amsterdam: WPSA, 1992. v.3, p.398-402.

JIN, L.Z.; HO, Y.W.; ZHAO, X. Probiotics in poultry: modes of action. **World's Poultry Science Journal**. v.53, p.351-368, 1997.

JONG, E.U., LEBOUTE, E.M., CIOCCA, M.L., et al. Uso de avoparcina e virginiamicina como promotores de crescimento em rações de frangos de corte. 2. Efeito sobre a flora intestinal e estrutura física do intestino. **Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia**, v.14, p.536-542, 1985.

JORGENSEN, M. Probiotics – a survey. An alternative to antibiotics in feed of fur-bearing animals? **Scientifur**. v.12, p.247-249, 1989.

JUNQUEIRA, O. M.; DUARTE, K. F. 2005. Resultados de pesquisa com aditivos alimentados no Brasil. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 52., 2005, Goiânia, GO, p. 169-182.

KAILA, M.; ISOLAURI, E.; SOPPI, E.; VIRTANEN, E.; LAINE, S.; AVILOMMI, H. Enhancement of circulating antibody secreting cell response in human diarrhea by human *Lactobacillus* strain. **Pediatric Research**. v.32, p.141-144, 1992.

KAMEL, C. A novel look at a classic approach of plant extracts. **Feed Mix**, v.9, n.6, p.19-24, 2000. Número especial.

KELLY, D.; KING, T.P. Digestive physiology and development in pigs. In: VARLEY, M.A.; WISEMAN, J. (Ed.). **The weaner pig: nutrition and management**. Nottingham, UK: CABI Publishing, 2001. cap.9, p. 179-206.

KOHLERT, C; VAN RENSEN, I.; MARZ, R.; SCHINDLER, G.; GRAEFE, E.U.; VEIT, M. Bioavailability and pharmacokinetics of natural volatile terpenes in animal and humans. **Planta Medica**, v.66, p.495-505, 2000.

KRABBE, E.L. Alternativas aos promotores de crescimento convencionais: potencial e viabilidade. In: PRÉ-SIMPÓSIO DE NUTRIÇÃO ANIMAL: AVES E SUÍNOS, **Anais...** Santa Maria, RS, p.61-69, 2001.

KREUZER, M. Probiotic-antibiotic interactions in performance, intestinal fermentation and manure properties of piglets using a *Bacillus* (*Bacillus subtilis* e *Bacillus licheniformis*) preparation and carbadox. **Agrobiological Research-zeitschrift fur Agrobiologie Agrikulturchemie Okologie**. v.47, p.13-23, 1994. (abstract)

LAMBERT, R.J.W.; SKANDAMIS, P.N.; COOTE, P.J.; NYCHAS, G.J.E. A study of the minimum inhibitory concentration and mode of action of oregano essential oil, thymol and carvacrol. **Journal of Applied Microbiology**, v.91, p.453-462, 2001.

LANGHOUT, P. New additives for broiler chickens. **Feed Mix**, v.18, n.6, p.24-27, 2000.

LEEDLE, J. Probiotics and DFM's – Mode of action in the gastrointestinal tract. In: SIMPÓSIO SOBRE ADITIVOS ALTERNATIVOS NA NUTRIÇÃO ANIMAL, Campinas, 2000. **Anais**. Campinas: CBNA, 2000b. p.25-40.

LIMA, G.J.M.M. Uso de aditivos na produção de suínos. In: SIMPÓSIO SOBRE AS IMPLICAÇÕES SÓCIO-ECONÔMICAS DO USO DE ADITIVOS NA PRODUÇÃO ANIMAL, Piracicaba, 1999. **Anais**. Piracicaba: CBNA, 1999. p.51-68.

LINDEMANN, M.D. Effect of age, weaning and diet on digestive enzyme levels in the piglet. **Journal of Animal Science**, v.62, p.1298-1307, 1986.

MACARI, M.; MAIORKA, A. Função gastrintestinal e seu impacto no rendimento avícola. In: CONFERÊNCIA APINCO 2000 de CIÊNCIA e AVICOLAS, 2000, Campinas **Anais**. Campinas: FACTA, v.2, p. 161-174, 2000.

MARTINS, E.R.; CASTRO, D.M.; CASTELLANI, D.C.; DIAS, J.E. **Plantas Medicinais**. Viçosa, MG: UFV, 2000. 220p.

MATHEW, A.G.; SUTTON, A.L.; SCHEIDT, A.B.; PATTERSON, J.A.; KELLY, D.T.; MEYERHOLTZ, K.A. Effect of galactan on selected microbial populations and pH and volatile fatty acids in the ileum of the weanling pig. **Journal of Animal Science**, v.71, p.1503-1509, 1993.

MELLOR, S. Alternatives to antibiotic. **Pig Progress**, Doetinchem, v.16, p.18-21, 2000.

MENTEN, J.F.M. **Effects of high dietary copper on the utilization of nutrients and blood and intestinal variables of starter pigs**. Michigan, 1988. 122p. Dissertation (PhD) – Michigan State University.

MENTEN, J.F.M. **Eficácia, efeito sinérgico e modo de ação de agentes antimicrobianos como promotores do crescimento de suínos**. Piracicaba, 1995. 106p. Tese (Livre Docência) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.

MENTEN, J.F.M. Aditivos alternativos na produção de aves: probióticos e prebióticos. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 38., Piracicaba, 2001. **Anais**. Piracicaba: FEALQ, 2001. p.141-157.

MILLER, B.G.; NEWBY, T.J.; STOKES, C.R. BOURNE, F.J. Influence of diet on postweaning malabsorption and diarrhea in the pig. **Research Veterinary Science**, v.36, p.187-193, 1984.

MOLLY, K. **Formulating to solve the intestinal puzzle**. Pig Progress, v.17, p.20-22, 2001.

MURAMATSU, T.; NAKAJIMA, S.; OKUMURA, J. Modification of the energy metabolism by presence of the gut microflora in the chicken. **British Journal of Nutrition**, v.71, p.709-717, 1994.

NABUURS, M.J.A; ZIJDERVELD, F.G.; DE LEEUW, P.W. Villus height and crypt depth in weaned and unweaned pigs, reared under various circumstances in the Netherlands. **Research in Veterinary Science**, v.55, p-78-84, 1993.

NATIONAL RESEARCH COUNCIL. Subcommittee on Swine Nutrition. Committee on Animal Nutrition. **Nutrient Requirements of Swine**. 10.ed. Washington: National Academy Press, 1998. 189p.

NEWMAN, K. Mannan-oligosaccharides: natural polymers with significant impact on the gastrointestinal microflora and the immune system. In: ALLTECH'S ANNUAL SYMPOSIUM, 10., 1994, Nottingham, UK. **Anais**. Nottingham: ALLTECH, 1994. p.167-174.

NEWMAN, K. E., SPRING, P., SNITZER, L. S. Effect of thermal treatment on the ability of mannan oligosaccharide to absorb enteric bacteria. **Journal of Animal Science**, v.73, suppl. 1, p.310, 1995

OETTING, L.L.; UTIYAMA, C.E.; GIANI, P.A. et al. Efeitos de extratos vegetais e antimicrobianos sobre a digestibilidade aparente, o desempenho, a morfometria dos órgãos e a histologia intestinal de leitões recém-desmamados. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 35, n. 4, p. 1389-1397. 2006.

OLIVEIRA, S.R. **Ação antioxidante de extratos de alho (*Allium sativum* L.) e da cebola (*Allium cepa* L.) in vitro e em gordura de frango**. Viçosa, 1991, 91p. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Viçosa.

ORLANDO, U.A.D. et al. Níveis de proteína bruta para leitoas dos 30 aos 60 kg mantidas em ambiente de alta temperatura (31 °C). **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.30, n.5, p.1536-1543, 2001.

PALENZUELA, P.R. Los acidos organicos como agentes antimicrobianos. In: **XI Curso de especialización**. [S. l.]: Fundación Española para el Desarrollo de La Nutrición Animal – FEDNA, 2000. p.171-181.

PARTANEN, K. H. Using organic acids in pig feeding as an alternative to antibiotics feed additives. In: SIMPÓSIO SOBRE MANEJO E NUTRIÇÃO DE AVES E SUÍNOS E TECNOLOGIA NA PRODUÇÃO DE RAÇÕES, Campinas. **Anais...** Campinas: CBNA, p.45-62, 2002.

PERDOMO, C. C.; KOZEN, E. A.; SOBESTIANSKY, J.; SILVA, A. P. da; CORREA, N. I. Considerações sobre edificações para suínos. In: CURSO DE ATUALIZAÇÃO SOBRE A PRODUÇÃO DE SUÍNOS, 4., 1985, Concórdia, SC. **Anais**. Concórdia: EMBRAPA - CNPSA, 1985. Não paginado.

PETTIGREW, J.E. Mannan oligosaccharides effects on performance reviewed. **Feedstuffs**, v.72, n. 53, p.12-14, 2000.

PIVA, A.; CERVELLATI, C.; BIAGI, G.; CASADEI, G. High dose of carvacrol, and not oregano, controls swine cecal fermentation. **Journal of Animal Science**. v.80, p.395, 2002a. Supplement, 1.

PIVA, A.; CERVELLATI, C.; CALL, J.E.; LUCHANSKY, J.B. Effect of carvacrol on indigenous *Enterobacteriaceae* levels and fermentation system. **Journal of Animal Science**, v.80, suppl. 1, p.395, 2002b.

PLATEL, K.; SRINIVASAN, K. Influence of dietary spices or their active principles on digestive enzymes of small intestinal mucosa in rats. **International Journal of Food Science and Nutrition**. Basingstoke, v.47, p.55-59, 1996.

PLUSKE, J.R.; WILLIAMS, J.H.; AHERNC, F.X. Maintenance of villus height and crypt depth in piglets by providing continuous nutrition after weaning. **Animal Science**, v.62, p.131-144, 1996.

POUWELS, P.H.; LEAR, R.J.; BOERSMA, W.J. The potencial of *Lactobacillus* as a carrier for oral immunization: development and preliminary characterization of vector

systems for targeted delivery of antigens. **Journal of Biotechnology**, v.44, p.183-192, 1996.

POZO, L.A.P. **Estudo “in vitro” do efeito de extratos aquosos de plantas medicinais sobre *Clostridium difficile***. Viçosa, 1997, 77p. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Viçosa.

RADFORD, M.; JEAUROUND, E.; SCUMANN, B.; CLUNIES, M.; DE LANGE, C.F.M. Supplementation of diets with herbal extracts enhances growth performance in newly-weaned piglets. **Journal of Animal Science**, v.80, suppl. 1, p.394, 2002.

RISLEY, C.R. et al. Effects of organic acids with and without a microbial culture on performance and gastrointestinal tract measurements of weaning pigs. **Animal Feed Science and Technology**, v.35, n.3-4, p.259-270, 1991.

RODAS, B.Z.; MILLER, B.L.; WALKER, R.; NELSON, D.A.; MARIN-GUSMAN, J. Dietary botanical product improves performance of nursery pigs. **Journal of Animal Science**, v.80, suppl. 1, p.394, 2002.

ROSTAGNO, H. S.; ALBINO, L. F. T.; DONZELE, J. L. **Tabelas brasileiras para aves e suínos: composição dos alimentos e exigências nutricionais**. 2. ed., Viçosa: UFV, 2005.147 p.

ROTH, L. The battle of the bugs – the direct fed microbial concept. **Pig Progress**, v.16, p.12-15, 2000.

ROTH, F.X. & KIRCHGESSNER, M. Organic acids as feed additives for young pigs: Nutritional and gastrointestinal effects. **Journal of Animal and Feed Sciences**, 7. 25–33. 1998.

SAMBAIAH, K.; SRINIVASAN, K. Secretion and composition of bile in rats fed diets containing spices. **Journal of Food Science and Technology**, v.28, p.35-38, 1991.

SANTOS, M. S., POZZA, P. C., LIMA, S. A., et al. Avaliação da suplementação de mananoligossacarídeos e acidificantes em dietas para suínos fêmeas na fase de terminação. In: XI Congresso Brasileiro de Veterinários Especialistas em Suínos, 2003.

SAVAGE, T.F.; COTTER, P.F.; ZAKREWSKA, E.I. The effect of feeding a mannan oligosaccharide on immunoglobulins, plasma IgG and bile IgA of Wrolstad MW male turkeys. **Poultry Science**, v.75, suppl. 1, p.129S, 1996. (Abstract)

SAVAGE, T.F.; ZAKREWSKA, E.I.; ANDREASEN, J.R. The effects of feeding mannanoligosaccharide supplemented diets to poult on performance and the morphology of the small intestine. **Poultry Science**, v.76, suppl. 1, p.139S, 1997. (Abstract)

SILVA, E.N. Antibióticos intestinais naturais: bacteriocinas. In: SIMPÓSIO SOBRE ADITIVOS ALTERNATIVOS NA NUTRIÇÃO ANIMAL, Campinas, 2000. **Anais**. Campinas: CBNA, 2000. p.15-24.

SILVA, E. N. Probióticos e prebióticos na alimentação de aves. In: CONFERÊNCIA APINCO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA AVÍCOLAS, 2000, Campinas, São Paulo. **Anais...** Campinas: FACTA, 2000a, v. 2, p. 241-251.

SILVA, M.C. et al. Efeito da adição de acidificantes e suas combinações na alimentação de leitões desmamados sobre o desempenho. In: REUNIÃO ANUAL DA SBZ, 39., 2002, Recife. **Anais**. Recife, PE: SBZ, 2002. (05.sbz.993.pdf. 2002). CD-ROM.

SILVA, G.F. Digestibilidade ileal de aminoácidos de soja micronizada e de farelo de soja para suínos e avaliação de acidificantes em dietas para leitões. Viçosa, MG: UFV, 2004. 96 f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

SMINK, W. Oregano oil boost. **Pig Progress**, v.19, n.3, p. 24-26, 2003.

SPRING, P. Yeast's secret weapon aids animal production. In: SIMPÓSIO SOBRE ADITIVOS ALTERATIVOS NA NUTRIÇÃO ANIMAL. Campinas, 2000. **Anais**. Campinas: CBNA, 2000. p.41-50.

STEWART, C.S.; CHESSON, A. Making sense of probiotics. **Pig Veterinary Journal**, v.31, p.11-33, 1993.

TEIXEIRA, M.P.; SILVA, G.F.; LOPES, D.C. et al. Avaliação de ácidos orgânicos e inorgânicos em dietas para leitões desmamados aos 21 dias de idade. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 40., 2003, Santa Maria. **Anais...** Santa Maria: Sociedade Brasileira de Zootecnia, 2003.

TSILOYIANNIS, V.K.; KYRIAKIS, S.C.; VLEMMAS, J. et al. The effect of organic acids on the control of post-weaning oedema of piglets. *Research in Veterinary Science*, v.70, p.281-285, 2001a.

TSILOYIANNIS, V.K.; KYRIAKIS, S.C.; VLEMMAS, J. et al. The effect of organic acids on the control of post-weaning oedema of piglets. *Research in Veterinary Science*, v.70, p.281-285, 2001b.

TURNER, J.L.; DRITZ, P.S.S.; MINTON, J.E. Review: Alternatives to conventional antimicrobials in swine diets. **The Professional Animal Scientist**, v.17, p.217-226, 2001.

UTIYAMA, C. E. **Utilização de agentes antimicrobianos, probióticos, prebióticos e extratos vegetais como promotores de crescimento de leitões recém-desmamados**. Tese de doutorado apresentada a escola superior de agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba-SP, 2004.

UTIYAMA, C.E.; OETTING, L.L.; GIANI, P.A. et al. Efeitos de antimicrobianos, prebióticos, probióticos e extratos vegetais sobre a microbiota intestinal, a frequência de diarreia e o desempenho de leitões recém desmamados. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 35, n. 6, p. 2359-2367. 2006.

VAN DEN BROEK, G.: Alternatives to antibiotics. **Feed Mix Special** 2000.

VANBELLE, M.; TELLER, E.; FOCANT, M. Probiotics in animal nutrition: a review. **Archives of Animal Nutrition**, v.40, p.543-567, 1990.

VASSALO, M. **Probióticos em rações para leitões dos 10 aos 30 kg de peso vivo**. Lavras, 1995, 50p. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Lavras.

VENTE-SPREEUWENBERG, M.A.M.; VERDONK, J.M.A.J.; BAKKER, G.C.M.; et al. Effect of dietary protein source on feed intake and small intestinal morphology in newly weaned piglets. **Livestock Production Science**, v.86, n.1, p.169-177, 2004.

VIOLA, E.S.; VIEIRA, S.L. Ácidos orgânicos e suas misturas em dietas de suínos. In: SIMPÓSIO SOBRE MANEJO E NUTRIÇÃO DE AVES E SUÍNOS. Campinas, 2003. **Anais**. Campinas: CBNA, 2003. p.255-284.

WANG, R.; LI, D.; BOURNE, S. Can 2000 years of herbal medicine history help us solve problems in year 2000?. In: ALLTECH'S ANNUAL SYMPOSIUM, 14; 1998. Nottingham, **Anais...** Nottingham: ALLTECH, 1998. p.168-184.

WHITE, L. A.; NEWMAN, M. C.; CROMWELL, G. L.; LINDEMANN, M. D. Efficacy of brewers dried yeast as a source of mannanoligosaccharides, without and with organic acids, and of carbadox on performance and intestinal bacterial populations of weanling pigs. **Journal of Animal Science**, v.79, suppl. 1, p.305, 2001.

WILLIAMS, N.H. STAHLY, T.S.; ZIMMERMAN, D.R. Effect of level of chronic immune system activation on the growth and dietary lysine needs of pigs fed from 6 to 112 kg. **Journal of Animal Science**, v.75, p.2481-2496, 1997b.

YOKOKURA, T.; YAJIMA, T.; HASHIMOTO, S. Effect of organic acid on gastrointestinal mobility of rat *in vitro*. **Life Sciences**, v.21, p.59-62, 1977.

APÊNDICES

Análises estatísticas (ANOVA) para as características de desempenho estudadas no período de 21 a 35 dias de idade (P<0,05)

Ganho de peso

Fontes de Variação	G.L.	Soma de Quadrado	Quadrado Médio	F	Signif.
TRA	5	0.1245169E-01	0.2490338E-02	1.636	0.17286
BLO	1	0.1225108E-02	0.1225108E-02	0.805	*****
PMI	1	0.2755349E-01	0.2755349E-01	18.096	0.00013
Resíduo	40	0.6090366E-01	0.1522592E-02		
Coef. Variação	15.114				

Consumo de ração

Fontes de Variação	G.L.	Soma de Quadrado	Quadrado Médio	F	Signif.
TRA	5	0.1723206E-01	0.3446412E-02	1.675	0.16304
BLO	1	0.4012804E-02	0.4012804E-02	1.950	0.17032
PMI	1	0.5296070E-01	0.5296070E-01	25.733	0.00001
Resíduo	40	0.8232463E-01	0.2058116E-02		
Coef. Variação	13.510				

Conversão alimentar

Fontes de Variação	G.L.	Soma de Quadrado	Quadrado Médio	F	Signif.
TRA	5	0.2623514E-01	0.5247029E-02	0.683	*****
BLO	1	0.2620962E-02	0.2620962E-02	0.341	*****
PMI	1	0.2080656E-02	0.2080656E-02	0.271	*****
Resíduo	40	0.3072512	0.7681280E-02		
Coef. Variação	6.714				

***** Não significativo

Análises estatísticas (ANOVA) para as características de desempenho estudadas no período de 36 a 49 dias de idade (P<0,05)

Ganho de peso

Fontes de Variação	G.L.	Soma de Quadrado	Quadrado Médio	F	Signif.
TRA	5	0.1104335E-01	0.2208670E-02	3.048	0.02009
BLO	1	0.1311561E-02	0.1311561E-02	1.810	0.18606
PMI	1	0.5476662E-01	0.5476662E-01	75.589	0.00000
Resíduo	40	0.2898125E-01	0.7245311E-03		
Coef. Variação	5.607				

Consumo de ração

Fontes de Variação	G.L.	Soma de Quadrado	Quadrado Médio	F	Signif.
TRA	5	0.1992970E-01	0.3985940E-02	0.938	*****
BLO	1	0.3886668E-02	0.3886668E-02	0.915	*****
PMI	1	0.1084831	0.1084831	25.530	0.00001
Resíduo	40	0.1699682	0.4249205E-02		
Coef. Variação	9.326				

Conversão alimentar

Fontes de Variação	G.L.	Soma de Quadrado	Quadrado Médio	F	Signif.
TRA	5	0.9993293E-01	0.1998659E-01	1.434	0.23330
BLO	1	0.1977214E-03	0.1977214E-03	0.014	*****
PMI	1	0.5337709E-03	0.5337709E-03	0.038	*****
Resíduo	40	0.5576688	0.1394172E-01		
Coef. Variação	8.101				

***** Não significativo

Análises estatísticas (ANOVA) para as características de desempenho estudadas no período de 21 a 49 dias de idade (P<0,05)

Ganho de peso

Fontes de Variação	G.L.	Soma de Quadrado	Quadrado Médio	F	Signif.
TRA	5	0.8753695E-02	0.1750739E-02	2.201	0.07320
BLO	1	0.3684095E-06	0.3684095E-06	0.000	*****
PMI	1	0.4000303E-01	0.4000303E-01	50.285	0.00000
Resíduo	40	0.3182097E-01	0.7955243E-03		
Coef. Variação	7.641				

Consumo de ração

Fontes de Variação	G.L.	Soma de Quadrado	Quadrado Médio	F	Signif.
TRA	5	0.1682024E-01	0.3364049E-02	1.851	0.12493
BLO	1	0.1395531E-04	0.1395531E-04	0.008	*****
PMI	1	0.8112908E-01	0.8112908E-01	44.633	0.00000
Resíduo	40	0.7270787E-01	0.1817697E-02		
Coef. Variação	8.250				

Conversão alimentar

Fontes de Variação	G.L.	Soma de Quadrado	Quadrado Médio	F	Signif.
TRA	5	0.3902407E-01	0.7804813E-02	1.194	0.32947
BLO	1	0.1574945E-03	0.1574945E-03	0.024	*****
PMI	1	0.1203287E-03	0.1203287E-03	0.018	*****
Resíduo	40	0.2614615	0.6536538E-02		
Coef. Variação	5.769				

***** Não significativo

Análise microbiológica e antibiograma das fezes no período de 21 a 35 dias (Bloco D).

RESULTADOS DOS EXAMES REALIZADOS		
COLORAÇÃO DE GRAM		
de:	Amostra/ Idade	Descrição do Agente Observado
Amostra de fezes	Amostra 1 – Baia 1	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 2 – Baia 2	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 3 – Baia 3	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 4 – Baia 4	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 5 – Baia 5	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 6 – Baia 6	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 7 – Baia 7	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 8 – Baia 8	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 9 – Baia 9	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 10 – Baia 10	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 11 – Baia 11	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 12 – Baia 12	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 13 – Baia 13	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 14 – Baia 14	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 15 – Baia 15	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 16 – Baia 16	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 17 – Baia 17	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 18 – Baia 18	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 19 – Baia 19	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 20 – Baia 20	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 21 – Baia 21	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 22 – Baia 22	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 23 – Baia 23	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 24 – Baia 24	Flora mista com presença de bastonetes gram negativos, bastonetes e cocos gram positivos.

Amostra de fezes	Amostra 11 – Baia 11	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 12 – Baia 12	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 13 – Baia 13	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 14 – Baia 14	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 15 – Baia 15	<i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 16 – Baia 16	<i>Streptococcus sp</i> , <i>Escherichia coli</i> β hemólise e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 17 – Baia 17	<i>Escherichia coli</i> β hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 18 – Baia 18	<i>Escherichia coli</i> β hemólise, <i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 19 – Baia 19	<i>Escherichia coli</i> β hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 20 – Baia 20	Negativo
Amostra de fezes	Amostra 21 – Baia 21	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 22 – Baia 22	<i>Escherichia coli</i> β hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 23 – Baia 23	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 24 – Baia 24	<i>Escherichia coli</i> β hemólise e <i>Streptococcus sp</i>

ANTIBIOGRAMA

Agente Infeccioso: Amostra:	<i>Escherichia coli</i> β hemólise		<i>Escherichia coli</i> α hemólise	
	Pool		Pool	
Antibiótico (Antimicrobiano)	Ø(mm)	Resultado	Ø(mm)	Resultado
Amoxilina	6	R	6	R
Ampicilina	6	R	6	R
Cefalexina	22	S	19	S
Ciprofloxacina	23	S	22	S
Doxiciclina	6	R	6	R
Enrofloxacin	18	PS	19	PS
Florfenicol	30	S	6	R
Gentamicina	14	PS	22	S
Kanamicina	6	R	21	S
Lincomicina/Espectinomicina	6	R	15	S
Neomicina	6	R	23	S
Norfloxacin	24	S	14	PS
Tetraciclina	6	R	6	R

Legenda: Ø=Diâmetro: R=Resistente: S=Sensível: P/S=Parcialmente sensível. Padrão CLSI

EXAME BACTERIOLÓGICO

Isolado de:	Amostra/ Idade	Identificação do Agente Isolado/Sorotipo
Amostra de fezes	Amostra 1 – Baia 1	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 2 – Baia 2	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 3 – Baia 3	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 4 – Baia 4	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 5 – Baia 5	<i>Streptococcus sp</i> , <i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 6 – Baia 6	<i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 7 – Baia 7	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 8 – Baia 8	<i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 9 – Baia 9	<i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 10 – Baia 10	<i>Escherichia coli</i> β hemólise

Análise microbiológica e antibiograma das fezes no período de 21 a 35 dias (BlocoII).

RESULTADOS DOS EXAMES REALIZADOS		
COLORAÇÃO DE GRAM		
de:	Amostra/ Idade	Descrição do Agente Observado
Amostra de fezes	Amostra 1 – Baia 1 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 2 – Baia 2 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 3 – Baia 3 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 4 – Baia 4 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 5 – Baia 5 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 6 – Baia 6 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 7 – Baia 7 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 8 – Baia 8 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 9 – Baia 9 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 10 – Baia 10 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 11 – Baia 11 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 12 – Baia 12 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 13 – Baia 13 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 14 – Baia 14 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 15 – Baia 15 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 16 – Baia 16 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.

Amostra de fezes	Amostra 22 – Baia 22 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 23 – Baia 23 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 24 – Baia 24 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 17 – Baia 17 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 18 – Baia 18 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 19 – Baia 19 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 20 – Baia 20 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 21 – Baia 21 – Fase I – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.

EXAME BACTERIOLÓGICO

Isolado de:	Amostra/ Idade	Identificação do Agente Isolado/Sorotipo
Amostra de fezes	Amostra 1 – Baia 1 – Fase I – Bloco II	<i>Staphylococcus sp</i> <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 2 – Baia 2 – Fase I – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 3 – Baia 3 – Fase I – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 4 – Baia 4 – Fase I – Bloco II	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 5 – Baia 5 – Fase I – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 6 – Baia 6 – Fase I – Bloco II	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 7 – Baia 7 – Fase I – Bloco II	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 8 – Baia 8 – Fase I – Bloco II	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 9 – Baia 9 – Fase I – Bloco II	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 10 – Baia 10 – Fase I – Bloco II	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 11 – Baia 11 – Fase I – Bloco II	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 12 – Baia 12 – Fase I – Bloco II	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 13 – Baia 13 – Fase I – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 14 – Baia 14 – Fase I – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> β hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 15 – Baia 15 – Fase I – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> β hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 16 – Baia 16 – Fase I – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>

Amostra de fezes	Amostra 17 – Baia 17 – Fase I – Bloco II	Streptococcus sp e Escherichia coli β hemólise		
Amostra de fezes	Amostra 18 – Baia 18 – Fase I – Bloco II	Escherichia coli β hemólise e Streptococcus sp		
Amostra de fezes	Amostra 19 – Baia 19 – Fase I – Bloco II	Escherichia coli β hemólise e Streptococcus sp		
Amostra de fezes	Amostra 20 – Baia 20 – Fase I – Bloco II	Escherichia coli β hemólise e Streptococcus sp		
ANTIBIOGRAMA				
Agente Infeccioso:	Escherichia coli α hemólise		Escherichia coli β hemólise	
Amostra:	Pool		Pool	
Antibiótico (Antimicrobiano)	Ø(mm)	Resultado	Ø(mm)	Resultado
Amoxilina	6	R	6	R
Ampicilina	6	R	6	R
Cefalexina	16	PS	23	S
Ciprofloxacina	21	S	20	PS
Doxiciclina	6	R	6	R
Enrofloxacin	18	PS	16	PS
Florfenicol	23	S	21	S
Gentamicina	21	S	14	PS
Kanamicina	19	S	6	R
Lincomicina/Espectinomicina	20	S	16	S
Lincomicina	6	R	6	R
Neomicina	14	PS	6	R
Norfloxacina	17	PS	18	PS
Tetraciclina	6	R	6	R

Legenda: $\varnothing$ =Diâmetro; R=Resistente; S=Sensível; P/S=Parcialmente sensível. Padrão CLSI

Análise microbiológica e antibiograma das fezes no período de 36 a 49 dias (Bloco D).

RESULTADOS DOS EXAMES REALIZADOS		
COLORAÇÃO DE GRAM		
de:	Amostra/ Idade	Descrição do Agente Observado
Amostra de fezes	Amostra 1 - Baia 1 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 2 - Baia 2 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 3 - Baia 3 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 4 - Baia 4 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 5 - Baia 5 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 6 - Baia 6 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 7 - Baia 7 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 8 - Baia 8 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 9 - Baia 9 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 10 - Baia 10 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 11 - Baia 11 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 12 - Baia 12 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 13 - Baia 13 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 14 - Baia 14 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 15 - Baia 15 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 16 - Baia 16 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 20 - Baia 20 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 21 - Baia 21 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.

Amostra de fezes	Amostra 22 - Baia 22 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 23 - Baia 23 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 24 - Baia 24 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.

EXAME BACTERIOLÓGICO		
Isolado de:	Amostra/ Idade	Identificação do Agente Isolado/Sorotipo
Amostra de fezes	Amostra 1 - Baia 1 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 2 - Baia 2 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 3 - Baia 3 - Faze 2 – Bloco I	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 4 - Baia 4 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 5 - Baia 5 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 6 - Baia 6 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 7 - Baia 7 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 8 - Baia 8 - Faze 2 – Bloco I	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 9 - Baia 9 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> β hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 10 - Baia 10 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 11 - Baia 11 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 12 - Baia 12 - Faze 2 – Bloco I	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 13 - Baia 13 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 14 - Baia 14 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 15 - Baia 15 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 16 - Baia 16 - Faze 2 – Bloco I	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 17 - Baia 17 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 18 - Baia 18 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 19 - Baia 19 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 20 - Baia 20 - Faze 2 – Bloco I	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 21 - Baia 21 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 22 - Baia 22 - Faze 2 – Bloco I	<i>Escherichia coli</i> α hemólise e <i>Streptococcus sp</i>
Amostra de fezes	Amostra 23 - Baia 23 - Faze 2 – Bloco I	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 24 - Baia 24 - Faze 2 – Bloco I	<i>Streptococcus sp</i> e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 17 - Baia 17 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 18 - Baia 18 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 19 - Baia 19 - Faze 2 – Bloco I	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes gram positivos e cocos gram positivos.

ANTIBIOGRAMA				
Agente Infeccioso:	<i>Escherichia coli</i> α hemólise		<i>Escherichia coli</i> β hemólise	
Amostra:	Pool		Pool	
Antibiótico (Antimicrobiano)	Ø(mm)	Resultado	Ø(mm)	Resultado
Amoxilina	6	R	6	R
Ampicilina	6	R	6	R
Cefalexina	19	S	20	S
Ciprofloxacina	23	S	18	PS
Doxiciclina	6	R	6	R
Enrofloxacin	19	PS	16	R
Florfenicol	27	S	24	S
Gentamicina	17	S	14	PS
Kanamicina	23	S	6	R
Lincomicina/Espectinomicina	19	S	17	S
Neomicina	21	S	6	R
Norfloxacina	20	S	17	PS
Tetraciclina	6	R	6	R

Legenda: Ø=Diâmetro; R=Resistente; S=Sensível; P/S=Parcialmente sensível. **Padrão CLSI**

Análise microbiológica e antibiograma das fezes no período de 36 a 49 dias (Bloco II).

RESULTADOS DOS EXAMES REALIZADOS		
COLORAÇÃO DE GRAM		
de:	Amostra/ Idade	Descrição do Agente Observado
Amostra de fezes	Amostra 1 - Baia 1 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 2 - Baia 2 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 3 - Baia 3 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 4 - Baia 4 – Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 5 - Baia 5 – Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 6 - Baia 6 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 7 - Baia 7 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 8 - Baia 8 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 9 - Baia 9 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 10 - Baia 10 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 11 - Baia 11 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 12 - Baia 12 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 13 - Baia 13 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 14 - Baia 14 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 15 - Baia 15 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 16 - Baia 16 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 17 - Baia 17 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 18 - Baia 18 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.

Amostra de fezes	Amostra 19 - Baia 19 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 20 - Baia 20 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 21 - Baia 21 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 22 - Baia 22 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 23 - Baia 23 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.
Amostra de fezes	Amostra 24 - Baia 24 - Fase 2 – Bloco II	Flora mista com predomínio de bastonetes gram negativos, presença de bastonetes e cocos gram positivos.

EXAME BACTERIOLÓGICO		
Isolado de:	Amostra/ Idade	Identificação do Agente Isolado/Sorotipo
Amostra de fezes	Amostra 1 - Baia 1 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 2 - Baia 2 - Fase 2 – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 3 - Baia 3 - Fase 2 – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 4 - Baia 4 – Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 5 - Baia 5 – Fase 2 – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 6 - Baia 6 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 7 - Baia 7 - Fase 2 – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 8 - Baia 8 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 9 - Baia 9 - Fase 2 – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 10 - Baia 10 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 11 - Baia 11 - Fase 2 – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 12 - Baia 12 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 13 - Baia 13 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 14 - Baia 14 - Fase 2 – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 15 - Baia 15 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 16 - Baia 16 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 17 - Baia 17 - Fase 2 – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 18 - Baia 18 - Fase 2 – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 19 - Baia 19 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 20 - Baia 20 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> β hemólise
Amostra de fezes	Amostra 21 - Baia 21 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 22 - Baia 22 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 23 - Baia 23 - Fase 2 – Bloco II	<i>Streptococcus</i> sp e <i>Escherichia coli</i> α hemólise
Amostra de fezes	Amostra 24 - Baia 24 - Fase 2 – Bloco II	<i>Escherichia coli</i> α hemólise

ANTIBIOGRAMA				
Agente Infeccioso:	<i>Escherichia coli</i> α hemólise		<i>Escherichia coli</i> β hemólise	
Amostra:	Pool		Pool	
Antibiótico (Antimicrobiano)	Ø(mm)	Resultado	Ø(mm)	Resultado
Amoxilina	6	R	6	R
Ampicilina	6	R	6	R
Cefalexina	15	PS	16	PS
Ciprofloxacina	21	S	19	PS
Doxiciclina	6	R	6	R
Enrofloxacin	14	R	12	R
Florfenicol	6	R	16	PS
Gentamicina	15	S	12	PS
Kanamicina	6	R	6	R
Lincomicina/Espectinomicina	18	S	14	S
Neomicina	10	R	6	R
Norfloxacina	16	PS	16	PS
Tetraciclina	6	R	6	R

Legenda: Ø=Diâmetro; R=Resistente; S=Sensível; P/S=Parcialmente sensível. Padrão CLSI

Produtos utilizados :

- **Blend de ácidos orgânicos (ác. Benzóico, ác. Fórmico , ác. Cítrico e cálcio) – PREMIUM SAL ÁCIDO 4 / Nutriacid Nutrição & Ciência**
- **Prebiótico 1 (parede de leveduras, zinco quelatado, cobre quelatado e selênio) – Yes Mineral Fix / Yessinergy**
- **Prebiótico 2 (MOS e β -glucanos) - Bgmos® / Grasp**
- **Probiótico (*Bacillus subtilis* e *Bacillus licheniformis*) – Probios guard / Chr Hansen**
- **Extrato Fitoterápico (Óleo essencial de canela, óleo essencial de orégano óleo essencial de alecrim e extrato de pimenta) – Saluto / Grasp**