

UFRRJ

**INSTITUTO DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM
AGRONOMIA - CIÊNCIA DO SOLO**

DISSERTAÇÃO

**Efeito da Compostagem de Resíduos Animais na
Redução da Carga Microbiológica, Parasitária e de
Determinantes da Resistência a Antimicrobianos**

Paula Fernanda Alves Ferreira

2021



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA
CIÊNCIA DO SOLO**

**EFEITO DA COMPOSTAGEM DE RESÍDUOS ANIMAIS NA
REDUÇÃO DA CARGA MICROBIOLÓGICA, PARASITÁRIA E DE
DETERMINANTES DA RESISTÊNCIA A ANTIMICROBIANOS**

PAULA FERNANDA ALVES FERREIRA

Sob a Orientação da Professora
Irene da Silva Coelho

e Coorientação da Professora
Miliane Moreira Soares de Souza

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestra**, no Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Ciência do Solo, Área de Concentração em Biologia do Solo.

Seropédica, RJ
Março de 2021

Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Biblioteca Central/Seção de Processamento Técnico

Ficha catalográfica elaborada
com os dados fornecidos pelo(a) Autor(a)

F368e Ferreira, Paula Fernanda Alves, 1996-
Efeito da Compostagem de Resíduos Animais na Redução
da Carga Microbiológica, Parasitária e de
Determinantes da Resistência a Antimicrobianos /
Paula Fernanda Alves Ferreira. - Natal, 2021.
72 f.: il.

Orientadora: Irene da Silva Coelho.
Coorientadora: Miliane Moreira Soares de Souza.
Dissertação(Mestrado). -- Universidade Federal
Rural do Rio de Janeiro, Programa de Pós-Graduação em
Agronomia - Ciência do Solo, 2021.

1. Microbiologia do solo. 2. Resistência
bacteriana. 3. Resíduos animais. 4. Saúde pública. I.
Coelho, Irene da Silva , 1979-, orient. II. de Souza,
Miliane Moreira Soares, 1969-, coorient. III
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.
Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Ciência do
Solo. IV. Título.

É permitida a cópia parcial ou total desta Dissertação, desde que seja citada a fonte.

**O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de
Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001.**

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA - CIÊNCIA DO SOLO**

PAULA FERNANDA ALVES FERREIRA

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestra**, no Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Ciência do Solo, Área de Concentração em Biologia do Solo.

DISSERTAÇÃO APROVADA EM 05/03/2021.

Irene da Silva Coelho. Dra. UFRRJ
(Orientadora)

Shana de Mattos de Oliveira Coelho. Dra. UFRRJ

Ednaldo da Silva Araújo. Dr. Embrapa Agrobiologia

A minha avó Marina Mendonça
Dedico

AGRADECIMENTOS

A Deus, pela sua bondade, amor incondicional e misericórdia infinita!

A Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, pelo ensino público, gratuito e de qualidade.

Ao Programa de Pós Graduação em Agronomia – Ciência do solo pela oportunidade e conhecimento adquirido nesses anos.

A CAPES e a FAPERJ pela concessão da bolsa, recurso indispensável para que fosse possível minha dedicação exclusiva na realização deste trabalho.

Aos meus queridos e amados pais, Inaldo Ferreira e Maria da Gloria Ferreira, e irmão Pedro Ferreira, pelos inúmeros conselhos, incentivos, paciência pela minha ausência durante os anos de formação acadêmica e por sempre acreditaram no meu potencial.

A minha amada avó, Marina Mendonça, por todo o cuidado e amor que me dedicou ao longo dos anos.

Ao meu noivo Klayton Ferreira, pelos anos de convivência e aprendizado, por todo seu apoio, compreensão e paciência.

A professora Irene da Silva Coelho, pela oportunidade de orientação, ensinamentos, confiança, paciência, disponibilidade em todas as horas e além de tudo, pelo exemplo de amor a pesquisa.

Aos professores Shana de Mattos de Oliveira Coelho, Miliane Moreira Soares de Souza, Ednaldo da Silva Araújo, Marco Antônio Almeida Leal e Thaís Ribeiro Correia por todo apoio e suporte na realização desse projeto.

A professora e amiga Camila Pinheiro Nobre por todos os ensinamentos e incentivo a ingressar na carreira acadêmica.

As minhas amigas Larissa Nascimento e Thaynara Frazão e, cunhadas Sabrina Rodrigues e Elayne Frazão, que apesar da distância se fazem presentes na minha vida.

Ao meu amigo do técnico, da graduação, do mestrado e da vida, Claudio Adriano pela parceria durante essa árdua caminhada.

Aos meus amigos de mestrado Marco Aurélio, Stéfanny Ribeiro, Tancio Gutier e Wesley Souza. Amizade não é tempo, é intensidade.

As minhas amigas Luana Correa e Amanda Sales pelas conversas diárias e momentos de descontração.

A minha amiga e parceira de laboratório Júlia Ferreira, pelos perrengues compartilhados, ensinamentos, conversas, cumplicidade e trocas diárias.

As queridas alunas de iniciação científica Isabela Fonseca e Juliana Ferreira, pela dedicação e por me darem a oportunidade de ensiná-las.

A todos os integrantes do LabacVet: Dayanne, Thérèsse, Danielli, Cleonice, Gustavo, Hosana, João, José, Tereza, Natália, Mayara e Carol.

E a todas as outras pessoas cujos nomes não estão aqui, mas que contribuíram para a realização deste trabalho.

Muito Obrigada!

BIOGRAFIA

Paula Fernanda Alves Ferreira, filha de Maria da Glória Alves de Mendonça e Adriano Medeiros Ferreira, nasceu em Natal, Rio Grande do Norte, no dia 30 de março de 1996. Concluiu o ensino médio no Colégio São José no ano de 2012 em São Luís, Maranhão. Em 2013, ingressou no Curso de Engenharia Agrônoma na Universidade Estadual do Maranhão. Durante a graduação foi bolsista de Iniciação Científica na área de Microbiologia do solo (2014-2018). Participou do programa de Iniciação Científica voluntária na área de Química (2015-2016). Foi monitora na disciplina de Fertilidade do solo (2017-2018). Gradou-se em 2019. No mesmo ano ingressou no Mestrado no Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Ciência do Solo na área de Biologia do Solo na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.

RESUMO GERAL

FERREIRA, Paula Fernanda Alves. **Efeito da compostagem de resíduos animais na redução da carga microbiológica, parasitária e de determinantes da resistência a antimicrobianos.** 2021. 72f. Dissertação (Mestrado em Agronomia, Ciência do solo). Instituto de Agronomia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, RJ, 2021.

O aumento da geração de resíduos provenientes da produção animal é uma preocupação para o setor agrícola que busca cada vez mais alternativas sustentáveis para sua disposição. Esses resíduos são promissores para serem utilizados na produção agrícola como fertilizantes orgânicos ou condicionadores do solo. Porém, podem ser fonte de microrganismos patogênicos e de determinantes de resistência antimicrobiana. Assim, quando não manejados adequadamente, podem contaminar o solo e vegetais usados no consumo humano, o que pode resultar em risco à saúde pública. Neste sentido, é preconizado a busca de alternativas de manejo que resultem na redução ou eliminação de patógenos e de compostos indesejáveis para garantir a seguridade biológica de seu uso como fertilizante. Neste contexto, o objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito da compostagem de resíduos animais na redução da carga microbiológica, parasitária e de determinantes de resistência a antimicrobianos. Para tanto, foi montado um experimento de compostagem com cama de cavalo e camas de aviário do sistema de produção convencional e orgânico. As amostras foram coletadas nos tempos 0, 14, 32, 60, 90 e 125 dias. Foram avaliadas a presença de *Salmonella* sp., a quantificação de coliformes termotolerantes e a presença de ovos de helmintos. As bactérias isoladas durante o processo de compostagem foram identificadas pela técnica proteômica MALDI-TOF e em seguida foi realizado o ensaio de difusão em disco para detecção fenotípica da resistência aos antimicrobianos. *Salmonella* sp. esteve ausente desde o resíduo fresco até o final da compostagem. A compostagem foi efetiva na eliminação de ovos de helmintos e na redução de coliformes termotolerantes, no entanto, os compostos finais apresentaram carga de coliformes termotolerantes superior ao exigido pela Legislação vigente para agricultura orgânica. Foram isoladas 158 cepas bacterianas durante o processo de compostagem dos três resíduos. A família Enterobacteriaceae foi a mais abundante e *Proteus mirabilis* e *Escherichia coli* foram as espécies com maior percentual nos resíduos e as que apresentaram perfil de multirresistência. As bactérias *Klebsiella pneumoniae* e *P. mirabilis*, ambas com potencial patogênico, foram encontradas durante toda compostagem. Apesar da compostagem ter sido efetiva na eliminação das cepas de *E. coli*, o mesmo não ocorreu com cepas de *P. mirabilis*. Portanto, ainda que a utilização de resíduos animais na agricultura seja uma alternativa sustentável, a presença de organismos patogênicos com perfil de multirresistência representa um risco a saúde pública, uma vez que podem incrementar bactérias patogênicas e resistentes a antimicrobianos nos solos e nos vegetais e conseqüentemente favorecer a disseminação e a transferência das mesmas para bactérias comensais e patogênicas de humanos e animais. Dessa forma, este trabalho reforça a importância de estudos que abordem estratégias de manejo que reduzam e/ou eliminem os contaminantes dos resíduos animais, visando sua utilização segura na agricultura, além de fomentar a discussão acerca dos parâmetros de qualidade e seguridade biológica destes resíduos.

Palavras-chave: Antimicrobianos. Antibióticos. Patógenos. Resíduos animais. Resistência bacteriana. Saúde pública.

GENERAL ABSTRACT

FERREIRA, Paula Fernanda Alves. **Effect of animal waste composting on reducing microbiological, parasitic load and antimicrobial resistance determinants.** 2021. 72p. Dissertation (Master in Agronomy, Soil Science). Instituto de Agronomia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2021.

The increase in the generation of waste from animal production is a concern for the agricultural sector, which increasingly seeks sustainable alternatives for its disposal. These wastes are promising to be used in agriculture as organic fertilizers or soil conditioners. However, they can be a source of pathogenic microorganisms and antimicrobial resistance determinants. Thus, when not responsibly managed, they can contaminate the soil and vegetables used for human consumption, resulting in a risk to public health. In this sense, it is recommended to search for management alternatives that reduce or eliminate pathogens and undesirable compounds to guarantee the biological safety of their use as fertilizer. Therefore, this work aimed to evaluate the effect of composting animal waste in reducing the microbiological, parasitic load, and antimicrobial resistance determinants. For this purpose, a composting essay with horse bedding, and organic poultry litter, and conventional poultry litter was set up. The samples were collected at 0, 14, 32, 60, 90, and 125 days. We evaluated the presence of *Salmonella* sp., the thermotolerant coliforms counting, and the presence of helminth eggs. The MALDI-TOF proteomic technique identified bacteria isolated during the composting process, and then the disk diffusion assay was performed for phenotypic detection of antimicrobial resistance. *Salmonella* sp. was absent in the raw wastes until the end of composting. Composting was effective in eliminating helminth eggs and reducing thermotolerant coliforms; however, the final composts showed a higher thermotolerant coliform load than required by the current legislation of organic farming. One hundred fifty-eight bacterial strains were isolated during the composting process of the three wastes. The Enterobacteriaceae family was the most abundant, and *Proteus mirabilis* and *Escherichia coli* were the species with the highest percentage in the wastes and those with a multi-resistance profile. The bacteria *Klebsiella pneumoniae* and *P. mirabilis*, both with pathogenic potential, were found throughout the composting process. Composting was effective in eliminating strains of *E. coli* but ineffective in eliminating strains of *P. mirabilis*. Therefore, even though the use of animal wastes in agriculture is a sustainable alternative, the presence of pathogenic organisms with a multi-resistance profile represents a risk to public health. They can increase pathogenic and antimicrobial-resistant bacteria in soils and vegetables and consequently favor their dissemination and transfer to commensal and pathogenic bacteria of humans and animals. Thus, this work reinforces the importance of management strategy surveys focusing on reducing and/or eliminating contaminants from animal wastes, aiming at their safe use in agriculture, and promoting discussion about the parameters of quality and biological safety of these wastes.

Key words: Antimicrobials. Antibiotics. Pathogens. Animal wastes. Bacterial resistance. Public health.

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO GERAL.....	1
2.	REVISÃO DE LITERATURA.....	2
2.1	Produção Animal no Brasil.....	2
2.1.1	Avicultura.....	2
2.1.2	Equinocultura.....	2
2.1.3	Uso de antimicrobianos na produção animal.....	3
2.2	Resíduos da Produção Animal.....	6
2.2.1	Utilização de resíduos da produção animal na agricultura.....	6
2.2.2	Resíduos animais como disseminadores de microrganismos patogênicos.....	8
2.2.3	Resíduos animais como disseminadores de determinantes de resistência a antimicrobianos.....	9
2.3	Parâmetros para Indicação de Qualidade Sanitária de Resíduos.....	9
2.3.1	Coliformes.....	10
2.3.2	<i>Salmonella</i>	10
2.3.3	Helmintos.....	11
2.4	Compostagem.....	11
2.5	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	14
3.	CAPITULO I - EFEITO DA COMPOSTAGEM NA CARGA MICROBIOLÓGICA E PARASITÁRIA DE RESÍDUOS PROVENIENTES DA PRODUÇÃO ANIMAL NO BRASIL.....	29
3.1	RESUMO.....	30
3.2	ABSTRACT.....	31
3.3	INTRODUÇÃO.....	32
3.4	MATERIAIS E MÉTODOS.....	34
3.4.1	Coleta de Resíduos Provenientes da Produção Animal.....	34
3.4.2	Montagem, Condução da Compostagem e Coleta de Amostras.....	34
3.4.3	Análise Microbiológica.....	35
3.4.3.1	Determinação de coliformes termotolerantes.....	36
3.4.3.2	Teste presença/ausência para <i>Salmonella</i>	36
3.4.3.3	Quantificação de ovos de helmintos.....	36
3.5	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	38
3.6	CONCLUSÕES.....	42
3.7	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	43
4.	CAPÍTULO II - DISTRIBUIÇÃO DE BACTÉRIAS E PERFIL DE RESISTÊNCIA A ANTIMICROBIANOS DURANTE O PROCESSO DE COMPOSTAGEM DE RESÍDUOS PROVENIENTES DA PRODUÇÃO ANIMAL.....	48
4.1	RESUMO.....	49
4.2	ABSTRACT.....	50
4.3	INTRODUÇÃO.....	51
4.4	MATERIAIS E MÉTODOS.....	52
4.4.1	Origem dos Resíduos Provenientes da Produção Animal.....	52
4.4.2	Montagem, Condução da Compostagem e Coleta de Amostras.....	52
4.4.3	Origem, Isolamento e Manutenção das Bactérias.....	53
4.4.4	Identificação de Bactérias.....	53
4.4.5	Detecção Fenotípica da Resistência aos Antimicrobianos.....	53

4.5	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	55
4.6	CONCLUSÕES.....	65
4.7	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	66
5.	CONCLUSÕES GERAIS.....	72

1. INTRODUÇÃO GERAL

A utilização de resíduos animais na produção agrícola como adubo ou condicionadores do solo é recomendada devido ao incremento de matéria orgânica e melhoria nas características físicas, químicas e biológicas do solo. Porém, esses resíduos podem ser fontes de microrganismos patogênicos e de determinantes de resistência a antimicrobianos, como genes de resistência, bactérias resistentes e até mesmo concentrações de antimicrobianos que não foram completamente metabolizados pelo animal. Assim, quando não manejados adequadamente, podem contaminar o solo e os vegetais usados no consumo humano, resultando em risco à saúde pública. Neste sentido, é preconizado a busca de alternativas de manejo que resultem na redução ou eliminação de patógenos e compostos indesejáveis para garantir a seguridade biológica de seu uso como fertilizante.

A compostagem é uma prática de decomposição de resíduos amplamente utilizada pelos agricultores e que tem como vantagens a redução de massa e volume do resíduo, concentração de nutrientes, estabilização do material e, degradação de substâncias tóxicas. Além disso, uma das maiores vantagens é que, quando bem conduzida, a compostagem alcança temperaturas elevadas que não são toleradas pela maioria dos microrganismos, resultando assim na eliminação ou na redução de patógenos. Esse fato é de grande relevância levando em consideração a abundante carga biológica presente nos resíduos animais, principalmente decorrente das excretas desses animais. Para serem utilizados em sistemas orgânicos de produção, segundo a legislação brasileira, os resíduos animais devem apresentar limites máximos de contaminantes microbiológicos como 1000 número mais provável de coliformes termotolerantes por grama de matéria seca, 1 ovo viável de helminto por quatro gramas de sólidos totais e ausência de *Salmonella* sp em 10 gramas de matéria seca. No entanto, a eficiência da compostagem na eliminação de determinantes de resistência a antimicrobianos ainda é controversa.

Assim, uma vez que resíduos animais são fonte de microrganismos patogênicos e determinantes de resistência a antimicrobianos que podem ser transferidos para o solo e que a compostagem pode ser uma alternativa para evitar essa disseminação e garantir sua seguridade biológica, o objetivo do trabalho foi avaliar o efeito da compostagem de resíduos animais obtidos em diferentes sistemas de produção na redução da carga microbiológica e parasitária, bem como a distribuição de bactérias e seu perfil de resistência a antimicrobianos.

Dessa forma, a presente dissertação foi dividida em dois capítulos. No Capítulo I apresenta-se a quantificação da carga microbiológica e parasitária durante a compostagem de cama de cavalo e camas de aviário provenientes de sistema de produção convencional e orgânica; e, no Capítulo II foi abordada a pesquisa e o perfil de resistência a antimicrobianos de bactérias da ordem Enterobacteriales isoladas desses resíduos.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Produção Animal no Brasil

A pecuária brasileira se destaca mundialmente desempenhando um importante papel econômico e social, além de apresentar constantes taxas de crescimento, em termos de produção, exportação e consumo (TEIXEIRA, 2018). No Brasil, ela é responsável por uma parcela relevante do Produto Interno Bruto (PIB) nacional, por estar entre as atividades do agronegócio, que representou, em 2017, 22% do PIB total. Além disso, a pecuária é responsável por 31% do PIB do agronegócio, o que demonstra ainda mais relevância nesse setor (ABIEC, 2018).

Em 2019, o PIB do agronegócio brasileiro cresceu 2,36%, sendo esta elevação sustentada pelo ramo pecuário que continuou crescendo significativamente em todos os segmentos, apresentando forte crescimento de 17,19% (CEPAE, 2019). A característica principal no desenvolvimento dessa atividade no Brasil é a heterogeneidade nos sistemas de produção e nos mecanismos de gestão e de comercialização (CARVALHO, 2017). Além disso, tem-se observado grande transformação nos sistemas produtivos com a profissionalização dos processos (KUNZ, 2009).

O confinamento de animais, principalmente representados no Brasil por suínos, aves e bovinos, surgiu como uma alternativa para a alta demanda de alimentos, permitindo uma maior produção em pequena área (VALENTE et al., 2016). No entanto, ambientalmente, a grande preocupação recai sobre a produção de animais em regime de confinamento, que dependendo da escala produzem um grande volume de resíduos restritos a pequenas áreas (KUNZ, 2009).

2.1.1 Avicultura

Nas últimas décadas, a avicultura vem se destacando no cenário nacional (VICENTINI; OLIVEIRA, 2019), e a carne de frango passou a se destacar como um dos principais produtos exportados pelo Brasil (OEC, 2018). De acordo com dados da USDA (2019), o Brasil obteve uma produção de 13,35 milhões de toneladas de carne de frango no ano de 2018, fato que o manteve na posição de maior exportador mundial e de segundo maior produtor de carne de frango, atrás apenas dos Estados Unidos. Já a produção de ovos, no mesmo ano, foi de 44,5 bilhões de unidades (GARCIA; GOMES, 2019).

O desempenho na cadeia produtiva só é possível graças aos avanços tecnológicos e pela implementação de programas de qualidade em todos os elos da cadeia, com destaque para nutrição, manejo, sanidade e genética das aves (UBA, 2011; GARCIA; GOMES, 2019). Por trás da cadeia produtiva tem-se dezenas de agroindústrias espalhadas por diversos estados brasileiros (ABPA, 2016). Segundo Cruz (2019), o sistema agroindustrial do frango é responsável por, aproximadamente, 3,5 milhões de empregos diretos e indiretos no Brasil.

A produção comercial de aves envolve várias atividades, como o estabelecimento de fazenda de criação de aves de corte, criação de galinhas poedeiras, fabricação de ração e outros insumos para aves, programas de vacinações, bem como processamento e distribuição (PRABAKARAN, 2003; MAZETTO et al., 2014). Além disso, com a finalidade de melhorar o desempenho animal, alguns aditivos são utilizados na alimentação das aves, como os antibióticos, prebióticos, probióticos, enzimas e fitogênicos (PESSÔA et al. 2012).

2.1.2 Equinocultura

O Brasil possui o maior rebanho de equinos da América do Sul e o terceiro maior do mundo, tornando-se uma referência mundial pela criação de animais de alto desempenho

(COSTA; PACHECO, 2017). Sob a ênfase da divisão territorial nacional, a região Sudeste concentra o maior número de cabeças com 1.318.066, seguida da região Nordeste com 1.311.786, Centro-Oeste com 1.042.374, Sul com 946.586 e região Norte com 883.059 (IBGE, 2017). Deste modo, o complexo do agronegócio equino no Brasil movimentou cerca de R\$ 7,5 bilhões e gera cerca de 3,2 milhões de empregos diretos e indiretos (BIANCONI, 2018).

Quando se trata de equinocultura, apesar de uma discreta produção para o consumo da carne, a grande maioria dos animais criados mundialmente é destinada para montaria (ARAÚJO, 2018). Assim, o cenário favorável da equinocultura no Brasil é impulsionado pela nova visão que a sociedade tem do animal, em que os cavalos são utilizados para fins de trabalho, lazer, competições e treinamentos (GONÇALVES; BOSCO, 2017; PAULISTA et al., 2017). Além disso, ainda possuem grande contribuição social (reabilitação de pessoas) e econômica (BORIONI et al., 2012). Estas vertentes impulsionam outros elos da cadeia produtiva, como insumos, medicamentos e cuidados veterinários (VIEIRA, 2011).

2.1.3 Uso de antimicrobianos na produção animal

As doenças infecciosas têm sido uma grande ameaça à saúde animal e uma proeminente causa de morbidade e mortalidade (GUARDABASSI; KRUSE, 2010). Animais confinados têm seu sistema imunológico mais vulnerável devido ao estresse, sendo mais suscetíveis às manifestações e contrações de doenças (BIRD, 2004; CINTRA, 2010). Assim, a utilização de antimicrobianos se torna um componente crítico na medicina animal, sendo amplamente utilizados na prevenção e tratamento de doenças (WEESE et al., 2007). Sob esse ponto de vista, levando em consideração os 28 países que compõem a União Europeia, o consumo de antimicrobianos em animais foi de 58914 toneladas no ano de 2014 (ECDC; EFSA; EMA, 2017). Já no Brasil, segundo Bezerra et al. (2017), não existem estatísticas a respeito da quantidade de antibióticos comercializada para a produção animal.

Agentes antimicrobianos são compostos químicos que matam ou inibem o crescimento de microrganismos (MORAES, 2012) e o seu descobrimento revolucionou tanto a medicina humana quanto a veterinária, por reduzir as taxas de mortalidade e morbidade de doenças infecciosas (MOTA et al., 2005). Estima-se que mais da metade de todos os antimicrobianos produzidos mundialmente é utilizado nos animais (GUARDABASSI; KRUSE, 2010). Segundo Caldeira (2012), entre os mais utilizados estão tetraciclina, beta-lactâmicos e sulfonamidas.

Vale ressaltar que em sistemas orgânicos de produção, o uso de fármacos antimicrobianos é proibido, e só pode ser administrado em casos de doenças ou ferimentos em que o uso das substâncias permitidas não esteja surtindo efeito e o animal apresente sofrimento ou risco de morte (BRASIL, 2021). Já em sistemas convencionais de produção animal, além de uso terapêutico e profilático, os antimicrobianos são usados também com propósito metafilático e como aditivos zootécnicos melhoradores de desempenho, mais conhecido como promotores de crescimento (CARDOSO, 2017). O uso terapêutico ocorre quando há doenças infecciosas no plantel, enquanto o tratamento profilático ocorre numa perspectiva preventiva com o intuito de garantir proteção contra possíveis infecções (SPINOSA; TARRAGA, 2011; BARCELLOS et al., 2009). O tratamento metafilático, também conhecido como tratamento de animais em risco ou tratamento de animais em contato, refere-se a um tratamento em massa apenas após o surgimento de sinais clínicos de determinada infecção em algum indivíduo de um lote, mas quando houver a expectativa do desenvolvimento da infecção nos demais animais (CALDEIRA, 2012). Já os promotores de crescimento visam melhorar a eficiência de ganho de peso e a conversão alimentar (CARDOSO, 2017).

Na avicultura moderna, o sistema de produção utilizado torna imprescindível a utilização de antimicrobianos (SPINOSA et al., 2005). Isso ocorre devido os problemas sanitários ocasionados pelo aumento do confinamento, havendo necessidade da adoção de

medicações antimicrobianas como forma de reduzir as doenças infecciosas e gerar melhores condições para o animal (CALDEIRA, 2012). Assim, a avicultura comercial enfrenta cada vez mais novos desafios e, entre eles, as novas doenças e/ou reemergentes, sendo elas: influenza aviária, doença de Newcastle, bronquite infecciosa das galinhas, doença de marek, anemia infecciosa das galinhas, doença infecciosa da Bursa, laringotraqueíte infecciosa das aves, micoplasmoses, salmoneloses, miopatia em frangos de corte e colibacilose em aves comerciais (MARTINS; ECCO, 2015).

Nas aves, a importância da salmonelose, deve-se ao elevado prejuízo causado pela mortalidade, queda na produção de ovos e perda de peso devido à baixa conversão alimentar (CARDOSO; TESSARI, 2013). Ademais, segundo Back e Ishizuka (2010), maior preocupação deve-se ter quando a salmonelose é causada pela espécie *Salmonella enteritidis*, pois além de ter o potencial de causar doença e mortalidade em aves jovens, essa espécie é considerada uma das mais patogênicas para o homem.

Os antimicrobianos mais utilizadas em aves são sulfonamidas, penicilinas, polipeptídeos, lincosamidas, macrolídeos, cefalosporinas e quinolonas (GUARDABASSI; JENSEN; KRUSE, 2010; CUONG et al., 2018). Os macrolídeos são utilizados no controle e tratamento de doenças específicas em aves, como as micoplasmoses, clostridioses, estafilococoses, estreptococoses (ITO et al., 2005). No entanto, cabe ressaltar que as aves que são tratadas com antimicrobianos devem receber atenção especial com o objetivo de impedir que possíveis resíduos dos mesmos sejam encontrados nos tecidos ou produtos derivados, uma vez que esses resíduos podem atingir a população por meio dos ovos ou da carne das aves descartadas (PALERMO-NETO, 2011; CALDEIRA, 2012).

Em relação aos promotores de crescimento em aves, sua utilização começou como aditivos zootécnicos em rações, proporcionando grandes benefícios na criação de aves de corte, observados principalmente na melhoria do desempenho e conseqüentemente um aumento na lucratividade (MENTEN, 2002). No entanto, o uso de antimicrobianos como promotores de crescimento em animais é o mais controverso, pois emprega doses sub-terapêuticas, que, por sua vez, propiciam a seleção de populações bacterianas resistentes aos antimicrobianos (ALLEN, 2014). Considerando que os produtos derivados de aves são destinados ao consumo humano, há possibilidade de bactérias e seus genes de resistência serem transmitidas e incorporadas à microbiota humana, reduzindo assim a eficácia dos antimicrobianos (CHANTZIARAS et al., 2014). Diante dessas suspeitas têm crescido a preocupação do uso destes aditivos na alimentação animal.

Vale ressaltar que a utilização de antimicrobianos como promotores de crescimento foi proibida na União Europeia desde 2006 (EFSA et al., 2009). De acordo com Barcellos et al. (2009), isso ocorreu devido ao risco da indução de resistência na microbiota dos animais alimentados com a ração medicada, possibilidade da infecção cruzada de bactérias resistentes em seres humanos. No Brasil, os antimicrobianos tilosina, lincomicina, virginiamicina, bacitracina, tiamulina e colistina foram proibidos como promotores de crescimento em animais de produção pela Portaria 171/2018 (BRASIL, 2016; BRASIL, 2018).

Na equinocultura, houve a necessidade de confinar os animais devido ao aumento do seu uso para trabalho e esportes. Dessa forma, notou-se que se o animal fosse mantido estabulado seria mais fácil garantir sua alimentação e saúde, controlar melhor o peso e as medidas dos cavalos e, também, facilitaria os cuidados com o a pelagem, atingindo, por fim, uma boa criação (JÚNIOR, 2015). No entanto, quando estabulados, os equinos manifestam alterações comportamentais, mostrando-se mais nervosos e assustados, o que pode acarretar maior suscetibilidade a doenças de patógenos infecciosos (MARQUES; PESSOA; PESSOA, 2017).

Em equinos, os patógenos mais comumente encontrados são: *Streptococcus* sp. β -hemolítico, *Streptococcus* sp. não-hemolítico, *Actinobacillus* sp., *Pasteurella* sp., *Escherichia*

coli, *Klebsiella pneumoniae*, *Enterobacter* sp., *Pseudomonas aeruginosa*, *Bordetella bronchiseptica*, *Staphylococcus* sp., *Rhodococcus equi* (em potros), e bactérias anaeróbicas, particularmente *Bacteroides* sp. e *Clostridium* sp. (WILSON, 2001). Ainda segundo este autor, o surgimento desses patógenos varia de acordo com a imunidade, idade, uso, localização geográfica e tipo de instalação em que os cavalos residem, podendo ocasionar diversas doenças aos equinos.

As principais doenças infecciosas que acometem os equinos são: adenite equina, anemia infecciosa equina, encefalomielite equina à vírus, influenza equina, leptospirose, mormo, raiva, rinopneumonite equina e tétano (SOUSA, 2017). Levando em consideração tal diversidade, torna-se inevitável a utilização de antimicrobianos como forma de combater tais doenças.

Os antimicrobianos aplicados em equinos são usados no tratamento de septicemia neonatal, infecções musculoesqueléticas, respiratórias, cutâneas, oculares, gastrintestinais e reprodutivas, além da profilaxia operatória (ROBINSON; SPRAYBERRY, 2009). As regulamentações veterinárias descrevem detalhadamente quais antimicrobianos podem ser administrados a equinos destinados ao abate e aqueles destinados ao esporte. Para este último, a liberdade na administração de medicamentos é muito maior e inclui produtos farmacêuticos proibidos para equinos produtores de carne.

De forma geral, os antimicrobianos utilizados no tratamento de equinos são: metronidazol, trimetoprim-sulfametoxazol, eritromicina, oxitetraciclina, ampicilina, aminoglicosídeos, erofloxacina, ceftiofur, gentamicina e doxiciclina (DICKS et al., 2015; JOHNS; ADAMS, 2015). Nos centros de criação (haras) e treinamento de cavalos, a gentamicina, ampicilina, amoxicilina, cefalosporinas são amplamente utilizados (DITTRICH, 2015).

Em 1945, Alexander Fleming afirmou que bactérias podem se tornar resistentes ao antimicrobiano, e que isso é um processo natural dos microrganismos, entretanto, pode ocorrer de forma acelerada devido à utilização indiscriminada desses agentes (VERDI et al., 2016). Quando expostas com frequência ao uso de antimicrobianos, bactérias que possuem genes de resistência são selecionadas e isso pode facilitar a transferência de genes de resistência para microrganismos não patogênicos e bactérias comensais da microbiota intestinal, servindo como um reservatório natural de microrganismos resistentes a antimicrobianos, e constituindo um grave potencial de ameaça para a saúde pública (AMINOV et al., 2001; CHOPRA; ROBERTS, 2001; BARZA, 2002; WEGENER, 2003). Além disso, há evidências que o tratamento indiscriminado de animais com antimicrobianos pode tornar seus produtos e derivados fontes para resistência aos antimicrobianos na espécie humana (MOTA et al., 2005). Dessa forma, a resistência aos agentes antimicrobianos é um dos grandes problemas para a saúde humana, assim como para a medicina veterinária (ARIAS; CARRILHO, 2012).

Na avicultura e equinocultura, o surgimento de bactérias resistentes aos antimicrobianos tem o potencial de limitar a eficácia do tratamento de doenças infecciosas, resultando no aumento da taxa de morbidade e mortalidade e no custo do tratamento. (JOHNS; ADAMS, 2015; NHUNG; CHANSIRIPORNCHAI; CARRIQUE-MA, 2017). Segundo um documento publicado pelo *Equine Research Coordination Group*, a principal razão para a resistência a antimicrobianos em equinos é atribuída ao uso de antimicrobianos de amplo espectro, principalmente penicilina G e trimetoprim/sulfametoxazol (TMP-SMZ), por proprietários e treinadores de cavalos sem supervisão veterinária ou receita médica (AAEP, 2013).

Bactérias resistentes a antimicrobianos têm sido cada vez mais relatadas em amostras obtidas de aves e cavalos. De acordo com Agyare et al., (2018), bactérias multirresistentes foram encontradas em aves, produtos avícolas, carcaças, lixo e matéria fecal de aves. Yao (2015) ao analisar a resistência a antibióticos de algumas bactérias em frango fresco, constatou que todos os isolados de *Escherichia coli* obtidos em seu trabalho apresentaram algum grau de resistência à ceftriaxona (1,34%), cefotaxima (0,67%), gentamicina (2,01%), cotrimoxazol

(1,34%), tetraciclina (2,01%) e ampicilina (3,36%). Na Índia, foi detectado 44 linhagens de *Bacillus cereus* isoladas de frango e seus produtos. Destas, mais de 60% eram resistentes à amoxicilina, ampicilina e carbenicilina (BASHIR et al., 2017).

Anzai et al. (1996) relatou em seu trabalho que a espécie *Staphylococcus aureus* isolada de equinos apresentou resistência a antimicrobianos, como eritromicina, tetraciclina e aminoglicosídeo. Johns e Adams (2015), ao analisar as tendências na resistência antimicrobiana em isolados bacterianos equinos a partir de registros laboratoriais de 1999 a 2012, constataram que a resistência aos antimicrobianos mais comumente usados na prática equina aumentou com o tempo, com altas taxas de resistência em alguns casos, incluindo em amostras obtidas de cavalos tratados fora de um ambiente hospitalar.

2.2 Resíduos da Produção Animal

No Brasil, o total de animais confinados gira em torno de 4 milhões de cabeças, e associado a isso há um considerável crescimento de resíduos oriundo desse tipo de sistema de produção. A avicultura gera anualmente grandes volumes de resíduos na forma de esterco, de camas de aviário e de aves mortas e efluentes. De acordo com Summers e Dias (2000), uma galinha poedeira produz cerca de 0,1 kg de dejetos por dia. Nos dejetos das galinhas poedeiras além dos dejetos, são encontrados penas, ovos quebrados, restos de ração, larvas de moscas; além de corpos estranhos tais como, pregos, pedaços de arame, madeira dentre outros (MAIA et al., 2014).

A cama de aviário, também conhecida como cama de frangos, é o material constituído pelos dejetos e penas de galináceos, restos de rações e pelo material orgânico absorvente da umidade usado sobre o piso do galpão (cepilho de madeira ou maravalha, palhas, cascas). Durante o ciclo de produção, os dejetos dos animais são misturados ao material usado como substrato, e no final do ciclo, tem-se a cama de aviário que pode ser retirada ou reaproveitada no lote seguinte. Ortolani e Brito (2001) estimam uma produção de 2,6 kg de cama de aviário por ave alojada.

Além das aves, os equinos também produzem uma grande quantidade de esterco diariamente (CATAPAN et al., 2013). Um cavalo (455 kg) produz uma média de 0,023 m³ de dejetos por dia, com peso superior a 22,7 kg (USDA-NRCS, 2000). Além do esterco e da urina, o resíduo típico da criação de cavalos apresenta também materiais utilizados como cama para a forração das baias onde os animais permanecem, cuja característica varia com base na gestão local (KOMAR et al., 2012). Diversos materiais são utilizados para tal finalidade, como: casca de arroz, serragem, gramíneas, dentre outros (GONÇALVES; BOSCO, 2017).

2.2.1 Utilização de resíduos da produção animal na agricultura

A produção animal além de uma atividade geradora de proteína de qualidade, também gera ou não vários outros produtos e serviços fundamentais para a economia e para o bem-estar social (PALHARES et al., 2016). Com o surgimento do sistema de confinamento de animais, a preocupação das criações intensivas sobre o meio ambiente intensificou, principalmente devido ao aumento dos resíduos produzidos (JUNIOR et al., 2010). Assim, a produção animal constitui uma das atividades agropecuárias mais contestadas quanto ao seu impacto ambiental apesar de suas diversas vantagens.

Entre as opções disponíveis para o uso dos resíduos animais, a aplicação agrícola como fertilizante é certamente a mais interessante, em termos agronômicos, econômicos, ambientais e sociais (CORRÊA et al., 2011). A grande vantagem da reutilização destes resíduos nos solos relaciona-se com o fornecimento de nutrientes contidos neste e com benefícios ligados ao seu conteúdo orgânico. Além disso, sua reutilização como adubo orgânico pode substituir os

fertilizantes sintéticos, reduzindo os custos de produção na agricultura (BRANDJES et al., 1996; WEINDORF; MUIR; LANDERO-SÁNCHEZ, 2011).

Os resíduos avícolas são utilizados como fertilizante orgânico devido sua composição e capacidade de suprir nutrientes ao solo e às plantas, uma vez que possuem níveis de nitrogênio, fósforo e potássio suficientes para atender consideráveis demandas e baixa relação C:N, favorecendo maior disponibilidade dos nutrientes aplicados às plantas (SEIFFERT, 2000; SANTOS et al., 2010; LARA et al., 2015). De acordo com Raij (1997), a composição química média do esterco de aves fresco é 14 g kg⁻¹ de Nitrogênio; 8 g kg⁻¹ de fósforo; 7 g kg⁻¹ de potássio e 23 g kg⁻¹ de cálcio.

Além do esterco, tem-se também a cama de aviário como resíduo oriundo da avicultura. Segundo Costa et al. (2009), esse material é rico em nutrientes e por estarem disponíveis nas propriedades a um baixo custo, podem ser viabilizados pelos produtores na adubação das culturas comerciais. Para Kelleher et al. (2002), a composição da cama de aviário é predominantemente de água e carbono com menores quantidades de nitrogênio e fósforo e leves traços de cloro, cálcio, magnésio, sódio, manganês, ferro, cobre, zinco e arsênico. No entanto, a cama de frango varia em sua composição e características físicas entre os aviários e entre as granjas e diferentes regiões (VIRTUOSO et al., 2015).

Em relação aos equinos, devido o conteúdo de nutrientes e material orgânico, seus resíduos podem ser um fertilizante útil para terras aráveis e um substrato para a produção de energia renovável como o biogás (HADIN et al., 2016). Segundo Dittrich (2015), entre os minerais encontrados na matéria fecal dos equinos, o fósforo é o de maior importância, pois é encontrado em grandes concentrações e é o mais estável e solúvel em água na forma de fosfato. Enquanto a cama de cavalo apresenta em média 4,05 g kg⁻¹ de P, os esterco bovino, caprino e ovino apresentam 1,12 g kg⁻¹, 2,57 g kg⁻¹ e 3,91 g kg⁻¹ de P, respectivamente (SOUTO et al., 2013; SANTOS et al., 2017). Vale ressaltar que os teores de alguns nutrientes presentes no esterco excretado diariamente são influenciados pela sua quantidade ingerida através da alimentação (DITTRICH, 2015).

A cama utilizada para a forração das baias dos equinos apresenta grandes quantidades de dejetos, urina e restos de alimentos não aproveitados ou deteriorados (SOUZA; RODRIGUES, 2017). Segundo Santos et al. (2017), esse material possui em média 13,57 g kg⁻¹ de N, 4,05 g kg⁻¹ de P, 13,63 g kg⁻¹ de K, 10,65 g kg⁻¹ de Ca e 3,28 g kg⁻¹ de Mg. Dessa forma, o esterco, assim como a cama de cavalo, constitui mais uma alternativa para o preparo de compostos orgânicos, visto que, a maioria dos compostos é preparado com esterco bovino ou caprino (SILVA et al., 2006).

Apesar das diversas vantagens da reutilização de resíduos provenientes da produção animal, quando esses são dispostos inadequadamente no meio ambiente, trazem consequências indesejáveis, como riscos de contaminação e problemas de saúde pública (FUJII et al., 2014). Isso ocorre porque esses resíduos possuem quantidades elevadas de nutrientes e elementos químicos que podem causar a contaminação do solo e das águas subterrâneas, bem como emissões de gases do efeito estufa (GARLIPP et al., 2011; GONÇALVES, 2014; PARVAGE et al., 2015). Em especial, os resíduos avícolas contêm grandes concentrações de nitrogênio, na forma de amônia e nitratos e quando utilizados como adubo em níveis excessivos, acabam favorecendo a poluição do lençol freático devido à sua solubilidade (VICENTINI; OLIVEIRA, 2019). Na avicultura de corte tem-se também o acúmulo de aves mortas (OLIVEIRA et al., 2018).

A utilização dos resíduos animais na agricultura pode ainda afetar a comunidade microbiana do solo. Stocco et al. (2008) sugere que a adição de resíduos de suínos pode influenciar negativamente a fixação biológica de nitrogênio, inibindo a formação de nódulos em raízes de leguminosas. Já em trabalho realizado por Suresh, Choi e Zhukun (2009), foi possível constatar que a aplicação de dejetos líquidos de suínos em solo argilo-arenoso, aumentou

1,3 vezes o número de UFC de bactérias heterotróficas aeróbias (6 a 8 Log₁₀ UFC g⁻¹) em experimento de incubação por 90 dias.

A densidade dos microrganismos amonificadores pode ser influenciada em função do tempo de aplicação de resíduos orgânicos ao solo. Segundo Acea e Carballas (1996), a aplicação de cama de aviário aumentou a população de microrganismos amonificadores no solo após 2 meses, seguido um por declínio. Além disso, Schalleberger et al. (2018) relata que a qualidade microbiológica dos solos reduz em função da aplicação da cama de aviário e esse fato é mais expressivo com o passar do tempo após a aplicação do resíduo. Além desses impactos ocasionados pela utilização dos resíduos animais na agricultura, estes ainda são disseminadores de microrganismos patogênicos e de determinantes de resistência a antimicrobianos.

2.2.2 Resíduos animais como disseminadores de microrganismos patogênicos

Os resíduos animais contêm uma série de microrganismos causadores de doenças ao homem, como bactérias dos gêneros *Salmonella*, *Streptococcus*, *Escherichia*, *Campylobacter* e *Bacillus* (BURTON; TURNER, 2003). Estes patógenos têm o potencial de causar doenças em seres humanos quando os consumidores são expostos a eles (AUGUSTO, 2011). Nas camas de forração, a origem dos microrganismos é predominantemente das excretas devido a elevada carga microbiana intestinal dos animais.

Em equinos, a microbiota intestinal é composta por bactérias, protozoários e fungos. Acredita-se que um equino adulto possa ter 100 trilhões de UFC de bactérias no aparelho gastrointestinal e uma grande variedade de espécies, sendo as bactérias *Lactobacillus* e *Streptococcus* os gêneros mais encontrados (SILVA, 2015; SILVA et al., 2009; MOREAU et al., 2014). Nas aves, a microbiota intestinal, quando estabelecida, pode conter de 400 a 500 espécies microbianas (YAN; POLK, 2004). Segundo Nandi et al. (2004), essa microbiota constitui-se em cerca de 10⁸ a 10¹⁰ bactérias Gram-positivas e 10⁶ a 10⁷ bactérias Gram-negativas por grama, enquanto que a cama de aviário apresenta, em média, uma concentração de bactérias 10 vezes menor do que a microbiota intestinal das aves.

A maioria das bactérias patogênicas que prejudicam os frangos também são potencialmente patogênicas para o homem (LAVERGNE et al., 2006). Entre as bactérias patogênicas presentes na cama de aviário, as *Salmonellas* sp e *Campylobacters* sp figuram como os principais agentes implicados em infecções de origem alimentar associados à avicultura (SILVA, 2011).

Nos cavalos, além de bactérias patogênicas, tem-se parasitas com potencial zoonótico. Em um estudo realizado por Gomes et al. (2008) com fezes de equinos estabulados no Jockey Club de Santa Maria, Rio Grande do Sul, foi relatado a presença de *Cryptosporidium* spp. em 75% das amostras, indicando que esse parasita está amplamente disseminado na população de equinos do Jockey Club de Santa Maria e pode representar uma fonte de infecção significativa para a população da região.

No Brasil, as infecções e/ou intoxicações veiculadas pela água ou alimentos contaminados podem se converter em um grande problema de Saúde Pública (SOUSA, 2006). Dessa forma, os animais, assim como seus resíduos, podem representar uma ameaça epidemiológica para os seres humanos quando não manejados de forma adequada (WOLNY-KOŁADKA, 2018). Machado et al. (2006), ao avaliar a qualidade microbiológica de hortaliças orgânicas produzidas sob diferentes condições, detectou que 63,3%, 50,0% e 23,3%, respectivamente, das amostras de alface, rabanete e espinafre apresentaram contagens de coliformes totais ≥ 100 NMP/g. Além disso, *E. coli* foi detectada em uma amostra de espinafre produzido em solo fertilizado com esterco bovino.

2.2.3 Resíduos animais como disseminadores de determinantes de resistência a antimicrobianos

Além de microrganismos patogênicos, os resíduos animais também podem conter genes de resistência, bactérias resistentes e até mesmo concentrações de antimicrobianos que não foram completamente metabolizados pelo animal (CHIESA et al., 2015). Cerca de 30 a 90% dos antimicrobianos utilizados na produção animal são excretados de forma inalterada, podendo persistir por períodos prolongados no estrume animal (SARMAH; MEYER; BOXALL, 2006; CESSNA et al., 2011).

No Quênia, espécies de *Campylobacter* termófilas foram isoladas de fezes de frango e apresentaram alta taxa de resistência a tetraciclina e ciprofloxacina (NGUYEN et al., 2016). Em um estudo realizado por Ahmed et al. (2010), foi constatado que a bactéria *Escherichia coli* de origem fecal equina é comumente resistente a antimicrobianos usados na medicina veterinária, demonstrando que os equinos fornecem um extenso reservatório para genes de resistência antimicrobiana. Este fato é evidenciado também por Maddox et al. (2012), que ao estudar 692 equinos no Reino Unido, constatou que 69,5% dos isolados de *Escherichia coli* obtidos de amostras fecais e nasais foram resistentes a mais de três classes de antimicrobianos. Essa bactéria desempenha um papel importante na disseminação de genes de resistência a antimicrobianos para outros microrganismos do solo e bactérias gastrointestinais de animais em pastejo (SRINIVASAN et al., 2008).

Esses resíduos animais, quando aplicados na agricultura, podem incrementar bactérias resistentes e genes de resistência a antimicrobianos nos solos, possibilitando uma modificação no resistoma ambiental e favorecendo a transferência destes genes para bactérias comensais e patogênicas de humanos e animais (HOELZER et al., 2017; WELLINGTON et al., 2013). Além disso, esses resíduos podem liberar antimicrobianos no solo que ocasionam problemas de ordem toxicológica em determinados organismos, interferir nos ciclos biogeoquímicos mediados por microrganismos e, exercer forte pressão seletiva sobre a comunidade microbiana, podendo favorecer a resistência desses microrganismos aos agentes antimicrobianos (REGITANO; LEAL, 2010; LEAL, 2012; CLEARY et al., 2016). Ademais, os antimicrobianos podem se acumular nos vegetais usados no consumo humano, resultando em risco à saúde humana (REGITANO; LEAL, 2010). Dessa forma, sua utilização na agricultura como forma de adubação é uma das principais vias de disseminação de resistência a antimicrobianos no ambiente (CHRISTIAN et al., 2003).

2.3 Parâmetros para Indicação de Qualidade Sanitária de Resíduos

Decorrente principalmente das excretas dos animais, abundante carga biológica pode ser verificada nos resíduos oriundos da produção animal. Dentre esses organismos, tem-se os que são utilizados como indicadores de contaminação microbiológica e parasitária, como coliformes termotolerantes, *Salmonella* e ovos de helminto.

Esses microrganismos indicadores são mais utilizados na avaliação da qualidade microbiológica e parasitária uma vez que a pesquisa direta e detecção de microrganismos patogênicos é laboriosa e apresenta elevado custo, tornando inviável esse tipo de avaliação. Assim, a utilização de indicadores, ao contrário da pesquisa direta de organismos causadores de doenças, pode ser vantajosa considerando que os indicadores geralmente ocorrem em frequências mais altas que os patógenos e são mais simples e seguros de se detectar (VASCONCELOS, 2019).

O regulamento técnico da Portaria nº 52, de 15 de março de 2021, do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, estabelece em seu Anexo VI os limites máximos de contaminantes admitidos em compostos orgânicos, sendo estes: 1000 número mais provável de

coliformes termotolerantes por grama de matéria seca, 1 ovo viável de helminto por quatro gramas de sólidos totais e ausência de *Salmonella* sp em 10 gramas de matéria seca (BRASIL, 2021).

2.3.1 Coliformes

O grupo dos coliformes pertencem à família Enterobacteriaceae e é constituído por bactérias em forma de bacilo, Gram-negativas, não formadoras de esporos e facultativas (PERES, 2011). Geralmente fermentam a lactose com produção de ácido e gás, dentro de 24 horas, à temperatura de 37 °C e sua detecção indica a possibilidade da presença de microrganismos patogênicos (RICE et al., 2017). O teste de coliformes totais identifica todas as bactérias coliformes que ocorrem naturalmente no ambiente, sendo que a maioria é considerada inofensiva, no entanto, algumas das bactérias são nocivas e indicam contaminação fecal (de SÁ, 2012).

Dentro do grupo de coliformes, tem-se os coliformes termotolerantes, conhecidos anteriormente como coliformes fecais. Esse subgrupo é formado por bactérias que apresentam a capacidade de continuar fermentando lactose com produção de ácido e gás, dentro de 24 horas, quando incubadas a temperaturas de 44-45°C (FRANCO, 2003). Os coliformes termotolerantes podem ser utilizados no monitoramento da redução do número de patógenos nos sistemas de tratamento de dejetos animais, abrangendo os gêneros *Escherichia*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, dentro outros (LARSEN et al., 1994; ELVING, 2009). Segundo Tamanini et al. (2007), esses microrganismos são sensíveis à temperatura de pasteurização, ou seja, 72 a 75°C durante 15 a 20 segundos.

A *Escherichia coli* é a espécie mais representativa de indicação de contaminação por fezes de animais de sangue quente, sendo um habitante comum do trato intestinal de homem e animais (VASCONCELOS, 2019). Isso ocorre porque a *E. coli* é uma bactéria muito conhecida, abundante em fezes, facilmente distinta de outros membros do grupo de coliformes fecais, tendo como vantagem sua fácil detecção, e é mais resistente por um período de tempo maior (JAY, 2005; SILVA et al., 2005; SOUSA, 2006). Seu tamanho varia de 1,1 a 1,5 µm por 2 a 6 µm e produzem colônias com formas lisas ou rugosas em meio sólido, sendo possível o aparecimento de colônias mucoides (KNÖBL, 2017).

Embora a maioria das cepas de *E. coli* não seja patogênica, algumas espécies, tais como o *E. coli* O157:H7, apresentam patogenicidade responsável por enfermidades, sendo seis os patótipos de *E. coli* diarreiogênica que causam uma variedade de tipos de doenças, como, por exemplo, a síndrome hemolítico-urêmica (SHU) (KUHNERT et al., 2000; METCALF; EDDY, 2016).

2.3.2 *Salmonella*

O gênero *Salmonella* pertence à família Enterobacteriaceae e compreende bactérias em forma de bastonetes curtos, Gram-negativas, intracelulares, anaeróbicas facultativas e não formadoras de endósporos (FORSYTHE, 2013). A atual classificação taxonômica, criada em 1933, se baseia por identificação molecular de antígenos, apresentando 3 espécies e 6 subespécies, sendo elas *Salmonella subterranea*, *S. bongori*, *S. enterica* (com as subespécies *enterica*, *salamae*, *arizonae*, *houtenae*, e *indica*) (SEGUNDO et al., 2020). A *Salmonella subterranea* é a mais recente e foi isolada de sedimento coletado de região aquífera em Oak Ridge, EUA (SHELOBOLINA et al., 2004). Segundo Guibourdenche et al. (2010), foram identificados 2.611 sorovares diferentes, sendo que destes, 2.587 são da *S. enterica* e apenas 23 são da espécie *S. bongori*.

A *Salmonella* sp. é amplamente difundida na natureza e é capaz de infectar o trato intestinal de uma ampla gama de animais, tanto de sangue frio quanto de sangue quente, entre eles o homem (OLIVEIRA, 2004). Sua temperatura máxima de crescimento é de 46°C e são destruídas a uma temperatura de 55°C por uma hora ou de 15 a 20 minutos a uma temperatura de 60°C (JUNEJA et al., 2009; PEREIRA; 2019). Esse microrganismo é comum na microbiota intestinal das aves e pode sobreviver até onze semanas fora do sistema digestivo (HAAPAPURO et al., 1997; OAKKLEY et al., 2014). Além disso, ela pode se tornar um grande problema em unidades de compostagem, devido à sua característica cosmopolita e à sua capacidade de rápido crescimento (HASSEN et al., 2001).

Essa bactéria é um dos principais microrganismos causadores de surtos de enfermidades transmitidas por alimentos associados ao consumo de ovos e de alimentos formulados com este ingrediente (MARTIN, 2005). De acordo com Forsythe (2013), diarreia, náusea, dor abdominal, febre branda, calafrios e algumas vezes vômitos, cefaleia e fraqueza são os principais sintomas das doenças de origem alimentar causada pela *Salmonella* sp.

As infecções alimentares representam um grande problema para Saúde Pública (PEREIRA, 2019). Em 2019 ocorreu um surto de intoxicação alimentar nos Estados Unidos, devido ao consumo de melões cortados, vendidos pronto para consumo nos supermercados, onde 137 pessoas foram intoxicadas por *Salmonella carrau*, 38 foram hospitalizadas em 10 estados diferentes (CDC, 2019).

2.3.3 Helmintos

Os helmintos constituem um grupo muito numeroso, cujos representantes compreendem os vermes pertencentes aos filos *Platyhelminthes*, *Aschelminthes* e *Acanthocephala*, com espécies de vida livre e parasitas (GODINHO, 2003). Baseado em seu ciclo biológico, os helmintos são divididos em dois grupos, os bio-helmintos e os geo-helmintos. O primeiro grupo necessita de um hospedeiro intermediário para sua evolução, enquanto os geo-helmintos necessitam, obrigatoriamente, para completar o seu ciclo evolutivo, de um estágio no solo (MUNOZ; FERNANDES, 2013).

Algumas espécies de helmintos são parasitas intestinais de animais e humanos e seus ovos podem estar presentes em fezes ou material contaminado. Os ovos de helmintos são os que causam maiores preocupações por serem os estágios mais resistentes no ciclo de vida dos helmintos, pois são capazes de sobreviver por longos períodos e em condições adversas, sendo utilizados como indicadores parasitológicos (AHMAMID et al., 1999; GODINHO, 2003). No entanto, cabe ressaltar que, com a pecuária tecnificada, a circulação dos agentes helmínticos tem diminuído, principalmente em virtude da alimentação animal (FONGARO et al., 2015).

Assim como as infecções alimentares, as infecções parasitárias em seres humanos também correspondem a problemas na saúde pública (SILVA; ROCHA, 2019). As infecções por helmintos estão entre os mais frequentes agravos à saúde, sendo estimado que cerca de dois bilhões de pessoas estejam infectadas com esse tipo de parasita em todo mundo (MATOSINHOS, 2012). As doenças parasitárias normalmente acontecem por transmissão fecal oral, associando-se, principalmente, a quadros de dores abdominais, desnutrição e diarreia, geralmente em crianças (SILVA; ROCHA, 2019).

2.4 Compostagem

Uma vez que os resíduos da produção animal podem ser fontes de microrganismos e parasitas patogênicos e determinantes de resistência a antimicrobianos, é necessário que haja a adoção de um sistema de tratamento desses resíduos a fim de evitar possíveis contaminações do solo e da água, o que coloca em risco a qualidade de vida da população (ANGONESE et al.,

2006). Dessa forma, surge tecnologias de gerenciamento de resíduos animais com o objetivo de mitigar os riscos ambientais através da estabilização prévia destes resíduos para posterior utilização no solo como fertilizante (VALENTE et al., 2016).

Os resíduos provenientes da produção animal podem ser estabilizados por processos biológicos com microrganismos aeróbios (compostagem) e anaeróbios (digestão anaeróbia) (HADIN et al., 2016). Os processos biológicos se destacam por resultar em matéria orgânica mais estabilizada, ser de baixo custo de implantação e manutenção, ser promissor quanto à degradação de substâncias tóxicas e/ou patógenos, redução de massa e volume do resíduo; concentração de nutrientes e valorização orgânica dos resíduos (COSTA et al., 2009; LARNEY et al., 2006; LARNEY et al., 2008).

A compostagem é um processo natural de decomposição de resíduos de origem animal ou vegetal e que é dividido em duas fases, denominadas de estabilização e maturação (EPSTEIN, 2011; CHIARELOTTO et al., 2018). Todo esse processo envolve uma comunidade bastante heterogênea de microrganismos, além de organismos como as minhocas (ARAÚJO et al., 2009).

A fase de estabilização, necessariamente termofílica (45°C a 65°C), aumenta a eficiência do processo e promove a redução do volume e da massa compostada (JEONG; KIM, 2001). Esta fase termofílica é de fundamental importância para reduzir o número de microrganismos patogênicos do resíduo, assim, deve-se manter a temperatura na faixa de 55 e 65°C para ocorrer a diminuição da carga microbiana do produto (JÚNIOR et al., 2010; SANTOS, 2016). Já a fase de maturação é caracterizada como mesofílica devido a manutenção da temperatura na faixa de 30°C a 45°C durante grande parte da fase, caindo para 25°C a 30°C no final do processo (ORRICO et al., 2007). Esta fase implica no aumento da qualidade do composto orgânico, resultante do "envelhecimento" ou "cura" do produto (BERNAL et al., 2009).

O processo de compostagem gera como produto final compostos que podem ser utilizados como condicionadores do solo, melhorando as características físicas, químicas e biológicas e que contêm matéria orgânica, carbono e outros macronutrientes, que são utilizados para nutrição das plantas (EPSTEIN, 2011). Além disso, esse processo oferece inúmeras vantagens para o produtor, pois além de ser economicamente viável, reduz a quantidade de resíduos, evita a formação de odores e pode ser feito em qualquer época do ano (OTENIO et al., 2010). Produtos compostados são largamente utilizados em jardins, hortas, substratos para plantas e na adubação de solo para produção agrícola em geral, como fertilizante, fornecendo nutrientes ao solo, aumentando sua capacidade de retenção de água, permitindo o controle de erosão e evitando o uso de fertilizantes sintéticos (EPSTEIN, 2011).

A compostagem quando bem conduzida também elimina a maioria dos patógenos presentes no esterco e reduz o risco de contaminação dos alimentos, garantindo a segurança biológica da utilização dos resíduos oriundos da produção animal. A sobrevivência desses patógenos no esterco dependerá, em grande parte, da temperatura e do teor de umidade presente (AUGUSTO, 2011).

Heck et al. (2013) ao avaliar a influência da temperatura sobre a redução de *Escherichia coli*, *Salmonella* sp., ovos de helmintos e vírus entéricos durante o processo de compostagem, verificaram oscilação nas contagens de *E. coli* e de bactérias heterotróficas, mesmo após a fase termofílica. Por outro lado, não detectou presença de *Salmonella* sp. e ovos viáveis de helmintos, ao final do processo. Costa et al. (2005) relataram redução de coliformes totais e termotolerantes bem como a ausência de *Salmonella* sp em amostras de composto pronto. Já Vasconcelos (2019) verificou em seu trabalho que a compostagem sem proteção de tela de sombreamento não foi suficiente para eliminar os coliformes termotolerantes do composto final, sendo necessária a aplicação de uma técnica de higienização, a solarização. Dessa forma, pode-se verificar que ainda não existe um consenso quanto a eficiência da compostagem na qualidade microbiológica do composto final.

Além de tais vantagens, a compostagem também é um processo promissor para reduzir e/ou eliminar determinantes de resistência a antimicrobianos existentes nos resíduos animais. Esse processo pode transformar antimicrobianos em compostos não bioativos, reduzindo efetivamente as concentrações de antimicrobianos e de genes de resistência a antimicrobianos nos produtos finais, sendo considerada uma prática eficaz na degradação dos antimicrobianos (KIM et al., 2012; HO et al., 2013). Em um estudo realizado nos Estados Unidos, observou-se que os antimicrobianos clortetraciclina, tilosina e monensina se dissiparam rapidamente no esterco submetido a um manejo de alta intensidade do que no manejo de baixa intensidade, no entanto, o tipo de manejo do esterco não foi um fator significativo na redução dos níveis de genes de resistência a antimicrobianos (STORTEBOOM et al., 2007).

Segundo Storteboom et al. (2007), a compostagem de esterco de cavalo resultou em uma diminuição de até 100 vezes dos genes de resistência à tetraciclina após seis meses. Urra et al. (2018) ao estudar o impacto do esterco de cavalo e esterco de galinha em diferentes formas na qualidade ambiental do solo, observaram que os solos tratados com esterco de cavalo apresentaram valores de diversidade alfa significativamente maiores do que os solos tratados com esterco de galinha, assim como a aplicação de esterco de cavalo fresco resultou em uma maior abundância de genes de resistência em comparação com o solo controle.

Apesar de tais estudos, Cui et al. (2016) afirma que ainda não há um consenso sobre o efeito da compostagem na eliminação dos genes de resistência a antimicrobianos, pois isso varia em função do tipo do material e das condições de condução da compostagem, além das características dos antimicrobianos presentes, como solubilidade em água e capacidade de sorção do solo e em condições ambientais como temperatura, luz, pH e níveis de oxigênio (THIELE-BRUHN, 2003; SOEBORG et al., 2004; CUI et al., 2016). Este fato reforça ainda mais a importância de estudos sobre o efeito da compostagem na eliminação de genes de resistência a antimicrobianos. Além disso, o adubo composto de animais alimentados com antimicrobianos ainda não foi bem caracterizado e há uma necessidade de entender o destino dos genes de resistência a antimicrobianos durante o tratamento do esterco antes de sua aplicação como fertilizante natural na agricultura, principalmente quando os agricultores não esperam o tempo necessário para a maturação ou estabilização final devido a necessidade de utilização imediata do composto (ARAÚJO et al., 2009).

Vale ressaltar ainda que segundo a Instrução Normativa nº 17, de 18 de junho de 2014, do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, é obrigatório fazer uso do processo de compostagem nos resíduos animais para que estes possam ser utilizados em sistemas orgânicos de produção (BRASIL, 2021).

2.5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AAEP - American Association of Equine Practitioners. **Careful Drug Use Prevent Antimicrobial Resistance** (2013). Disponível em: <https://thehorse.com/115869/careful-drug-use-helps-prevent-antimicrobial-resistance/>. Acesso em: 17 fev. 2020.

ABIEC - Associação Brasileira das Indústrias Exportadoras de Carnes. **Perfil da pecuária no Brasil** (2018). Disponível em: <http://abiec.siteoficial.ws/images/upload/sumario-pt010217.pdf>. Acesso em: 15 fev. 2020.

ABPA - Associação brasileira de proteína animal. **Avicultura e Impactos Ambientais** (2016). Disponível em: <http://www.ubabef.com.br/associado/59/Arg%C3%ADcola%20Jandelle%20S>. Acesso em: 25 fev 2020.

ACEA, M. J.; CARBALLAS, T. Microbial response to organic amendments in a forest soil. **Bioresource Technology**, v. 57, n. 2, p. 193-199, 1996.

AGYARE, C.; BOAMAH, V. E.; ZUMBI, C. N.; OSEI, F. B. Antibiotic use in poultry production and its effects on bacterial resistance. In: **Antimicrobial Resistance - A Global Threat**. IntechOpen, 2018.

AHMAMID, O.; ASMAMA, S.; BOUHOUM, K. The effect of waste water reuse in irrigation on the contamination of food crops by Giardia cysts and Ascaris eggs. **International Journal of Food Microbiology**, v. 49, p. 19-26, 1999.

AHMED, M. O.; CLEGG, P. D.; WILLIAMS, N. J.; BAPTISTE, K. E.; BENNETT, M. Antimicrobial resistance in equine faecal Escherichia coli isolates from North West England. **Annals of Clinical Microbiology and Antimicrobials**, v. 9, n. 1, p. 7-12, 2010.

ALLEN, H. K. Antibiotic Resistance Gene Discovery in Food-Producing Animals. **Current Opinion in Microbiology**, v. 19, p. 25-29, 2014.

AMINOV, R. I.; GARRIGUES-JEANJEAN, N.; MACKIE, R. I. Molecular ecology of tetracycline resistance: Development and validation of primers for detection of tetracycline resistance genes encoding ribosomal protection proteins. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 67, p. 22-32, 2001.

ANGONESE, A. R.; CAMPOS, A. T.; ZACARKIM, C. E.; MATSUO, M. S.; CUNHA, F. Eficiência energética de sistema de produção de suínos com tratamento dos resíduos em biodigestor. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 10, n. 3, p. 745-750, 2006.

ANZAI, T.; KAMADA, M.; KANEMARU, T.; SUGITA, S.; SHIMIZU, A.; HIGUCHI, T. Isolation of Methicillin-Resistant Staphylococcus aureus (MRSA) from Mares with Metritis and its Zooepidemiology. **Journal of Equine Science**, v. 7, n. 1, p. 7-11, 1996.

ARAÚJO, B. C. **Viabilidade econômica na criação de Equinos de forma integrada com a criação de ovinos**. 2018. 31 f. Monografia (Graduação em Medicina veterinária) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2018.

ARAÚJO, F. F.; TIRITAN, C. S.; OLIVEIRA, T. R. Compostos orgânicos semicurados na adubação de pastagem degradada de *Brachiaria decumbens*. **Revista Ciência Agronômica**, v. 40, n. 1, p. 1-6, 2009.

ARIAS, M. V. B.; CARRILHO, C. M. D. M. Resistência antimicrobiana nos animais e no ser humano. Há motivo para preocupação. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 33, n. 2, p. 775-790, 2012.

AUGUSTO, K. V. Z. **Eliminação de patógenos no esterco através da compostagem** (2011). Disponível em: <https://www.aviculturaindustrial.com.br/imprensa/eliminacao-de-patogenos-no-esterco-atraves-da-compostagem-por-karolina-von-zubenaugusto/20110815141325z913>. Acesso em: 20 set. 2019.

BACK, A.; ISHIZUKA, M. M. **Principais doenças de notificação obrigatória da Organização Mundial de Saúde Animal**. São Paulo: Fundação Cargill, 2010. 239 p.

BARCELLOS, D. E. S. N. D.; MARQUES, B. M. F. P. P.; MORES, T. J.; BOROWSKI, S. M. Aspectos práticos sobre o uso de antimicrobianos em suinocultura. **Acta scientiae veterinariae**, v. 37, p. 151-155, 2009.

BARZA, M. Potential mechanisms of increased disease in humans from antimicrobial resistance in food animals. **Clinical Infectious Diseases**, v. 34, p. 123-125, 2002.

BASHIR, M.; MALIK, M. A.; JAVAID, M.; BADROO, G. A. Prevalence and characterization of *Bacillus cereus* in meat and meat products in and around Jammu region of Jammu and Kashmir, India. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**, v. 6, n. 12, p. 1094-1106, 2017.

BERNAL, M. P.; ALBURQUERQUE, J. A.; MORAL, R. Composting of animal manures and chemical criteria for compost maturity assessment. A review. **Bioresource Technology**, v. 100, n. 22, p. 5444-5453, 2009.

BEZERRA, W. G. A.; HORN, R. H.; SILVA, I. N. G.; TEIXEIRA, R. S. C.; LOPES, E. S.; ALBUQUERQUE, Á. H.; CARDOSO, W. C. Antibióticos no setor avícola: uma revisão sobre a resistência microbiana. **Archivos de Zootecnia**, v. 66, n. 254, p. 301-307, 2017.

BIANCONI, C.; ARANTES, J. D. A.; FERREIRA, J. R. D. M.; Gobesso, A. A. D. O. O impacto da nutrição na inflamação intestinal em equinos. In: BALIEIRO, J. C. C.; GAMEIRO, A. H.; PEREIRA, A. S. C.; RODRIGUES, P. H. M.; GARBOSSA, C. A. P.; BRUNETTO, M. A.; VENTURA, R. V. **Novos desafios da pesquisa em nutrição e produção animal**. Pirassununga: Editora 5D, 2018.

BIRD, J. **Cuidado Natural del Caballo**. Acanto, 2004. 206 p.

BORIONI, N.; MARINARO, P.; CELESTINI, S.; DEL SOLE, F.; MAGRO, R.; ZOPPI, D.; BONASSI, S. Effect of equestrian therapy and onotherapy in physical and psychosocial performances of adults with intellectual disability: a preliminary study of evaluation tools based on the ICF classification. **Disability and Rehabilitation**, v. 34, n. 4, p. 279-287, 2012.

BRANDJES, P. J.; WIT, J.; MEER, H. G. **Livestock and the environment: finding a balance**. Wageningen: IAC, 1996. 53 p.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 45, de 22 de novembro de 2016. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, Seção 1, 2016.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria nº 52, de 15 de março de 2021. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, Edição 55, Seção 1, 2021.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria nº 171 de 13 de dezembro de 2018. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, Seção 1, 2018.

BURTON, C. H.; TURNER, C. (Ed.). **Manure management: treatment strategies for sustainable agriculture**. Silsoe: Wrest Park, 2003. 490 p.

CALDEIRA, L. G. M. **Pesquisa de resíduos de antimicrobianos em ovos e validação de método multirresíduos qualitativo e confirmatório por cromatografia líquida acoplada a espectrometria de massas sequencial**. 2012. 138 f. Tese (Doutorado em Ciência animal) – Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte. 2012.

CARDOSO, A. L. S. P.; TESSARI, E. N. C. *Salmonella enteritidis* em aves e na saúde pública: revisão de literatura. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária**, n. 21, 2013.

CARDOSO, M. Uso racional de antimicrobianos e novas alternativas. In: SIMPÓSIO BRASIL SUL DE AVICULTURA E 10º BRASIL SUL POULTRY FAIR, 19, 2017, Chapecó. **Anais...** Chapéco: Núcleo Oeste de Médicos veterinários e zootecnistas, 2017.

CARVALHO, T. B.; ZEN, S. A cadeia de Pecuária de Corte no Brasil: evolução e tendências. **Revista iPecege**, v. 3, n. 1, p. 85-99, 2017.

CATAPAN, A.; SOUZA, A.; CATAPAN, D. C.; HARZER, J. H. Utilização de Biodigestores Para Geração de Energia Elétrica a Partir de Dejetos de Suínos e Equinos: Uma Análise da Viabilidade Financeira Com o Uso da Simulação de Monte Carlo. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CUSTOS, 20, 2013, Uberlândia. **Anais...** Uberlândia, 2013.

CDC - Centers for Disease Control and Prevencion. Outbreak of Salmonella Infections Linked to Pre-Cut Melons. **Current Outbreaks**, 2019. Disponível em: <https://www.cdc.gov/salmonella/carrau-04-19/index.html>. Acesso em: 20 fev. 2020.

CEPAE – Centro de Ensino e Pesquisa Aplicado à Educação. **PIB do agronegócio brasileiro** (2019). Disponível em: <https://www.cepea.esalq.usp.br/br/pib-do-agronegocio-brasileiro.aspx>. Acesso em: 15 fev. 2020.

CESSNA, A. J.; LARNEY, F. J.; KUCHTA, S. L.; HAO, X.; ENTZ, T.; TOPP, E.; MCALLISTER, T. A. Veterinary Antimicrobials in Feedlot Manure: Dissipation during Composting and Effects on Composting Processes. **Journal of Environmental Quality**, v. 40, p. 188-198, 2011.

CHANTZIARAS, I.; BOYEN, F.; CALLENS, B.; DEWULF, J. Correlation between veterinary antimicrobial use and antimicrobial resistance in food-producing animals: a report on seven countries. **Journal of Antimicrobial Chemotherapy**, v. 69, n. 3, p. 827-834, 2014.

CHIARELOTTO, M.; DAMACENO, F. M.; BOFINGER, J.; RESTREPO, J. C. P. S.; JÚNIOR, G. B.; LORIN, H. E. F.; SANTOS, L. M.; COSTA, M. S. S. M.; COSTA, L. A. M. Análise de ftir na determinação da qualidade de compostos orgânicos obtidos por processo de compostagem. In: FORUM INTERNACIONAL DE RESÍDUOS SÓLIDOS, 2018, Porto Alegre. **Anais...** Porto Alegre, 2018.

CHIESA, L.; NOBILE, M.; ARIOLI, F.; BRITTI, D.; TRUTIC, N.; PAVLOVIC, R.; PANSERI, S. Determinação de antimicrobianos veterinários em urina bovina por cromatografia líquida - massa em tandem espectrometria. **Food Chem**, v. 185, p. 7-15, 2015.

CHOPRA, I.; ROBERTS, M. Tetracycline antibiotics: Mode of action, applications, molecular biology, and epidemiology of bacterial resistance. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v. 65, p. 232-260, 2001.

CHRISTIAN, T.; SCHNEIDER, R. J.; FÄRBER, H. A.; SKUTLAREK, D.; MEYER, M. T.; GOLDBACH, H. E. Determination of antibiotic residues in manure, soil, and surface waters. **Acta Hydrochimica et Hydrobiologica**, v. 31, n. 1, p. 36-44, 2003.

CINTRA, A. G. de C. **O CAVALO: Características, Manejo e Alimentação**. 1ª Edição, ed. Roca, 2010. 364 p.

CLEARY, D. W.; BISHOP, A. H.; ZHANG, L.; TOPP, E.; WELLINGTON, E. M.; GAZE, W. H. Long-term antibiotic exposure in soil is associated with changes in microbial community structure and prevalence of class 1 integrons. **FEMS Microbiol Ecol**, v. 92, n. 10, 2016.

CORRÊA, J. C.; BENITES, V. M.; REBELLATTO, A. O uso dos resíduos animais como fertilizantes. In: II SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE GERENCIAMENTO DE RESÍDUOS AGROPECUÁRIOS E AGROINDUSTRIAIS, 1, 2011, Foz do Iguaçu. **Anais...** Foz do Iguaçu, 2011.

COSTA, A. M.; BORGES, E. N.; SILVA, A. de A.; NOLLA, A.; GUIMARÃES, E. C. Potencial de recuperação física de um latossolo vermelho, sob pastagem degradada, influenciado pela aplicação de cama de frango. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 33, p. 1991-1998, 2009.

COSTA, A. P. B.; PACHECO, P. S. Caracterização, inserção e resistência de muare. **Nucleus Animalium**, v. 9, n. 1, p. 65-79, 2017.

COSTA, M. S. S. M.; COSTA, L. A. M.; OLIBONE, D.; RODER, C.; BURIN, A.; KAUFMANN, A. V.; ORTOLAN, M. L. Efeito da aeração no primeiro estágio da compostagem de carcaça de aves. **Engenharia Agrícola**, v. 25, n. 2, p. 549-556, 2005.

CRUZ, A. C. **Avicultura industrial do oeste paranaense: barreiras não tarifárias e estratégias competitivas**. 2019. 69 f. Dissertação (Mestrado em Desenvolvimento Regional e Agronegócio) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Toledo. 2019.

CUI, E.; WU, Y.; ZUO, Y.; CHEN, H. Effect of different biochars on antibiotic resistance genes and bacterial community during chicken manure composting. **Bioresource Technology**, v. 203, p. 11–17, 2016.

CUONG, N. V.; PADUNGTOD, P.; THWAITES, G.; CARRIQUE-MAS, J. J. Antimicrobial Usage in Animal Production: A Review of the Literature with a Focus on Low- and Middle-Income Countries. **Antibiotics**, v. 7, n. 3, p. 75, 2018.

De SÁ, M. F. **Dinâmica da população de coliformes após a aplicação de dejetos de suínos no solo e durante a sua compostagem automatizada**. 2012. 83 f. Dissertação (Mestrado em Ciência do solo) - Universidade Federal de Santa Maria, Rio Grande do Sul. 2012.

DICKS, L. M. T.; BOTHA, M.; DICKS, E.; BOTES, M. The equine gastro-intestinal tract: An overview of the microbiota, disease and treatment. **Livestock Science**, v. 160, p. 69-81, 2014.
DITTRICH, J. R. Equinocultura e saúde ambiental. **Revista Acadêmica de Ciência Equina**, v. 1, n. 1, p. 11, 2015.

ECDC - European Centre for Disease Prevention and Control; EFSA - European Food Safety Authority; EMA - European Medicines Agency. ECDC/EFSA/EMA second joint report on the integrated analysis of the consumption of antimicrobial agents and occurrence of antimicrobial resistance in bacteria from humans and food-producing animals: Joint Interagency Antimicrobial Consumption and Resistance Analysis (JIACRA) Report. **EFSA Journal**, v. 15, n. 7, p. e04872, 2017.

EFSA - European Food Safety Authority; ECDC - European Centre for Disease Prevention and Control; EMA - European Medicines Agency; SCENIHR - Scientific Committee on Emerging and Newly Identified Health Risks. Joint Opinion on antimicrobial resistance (AMR) focused on zoonotic infections. **EFSA Journal**, v. 7, p. 1-78, 2009.

ELVING, J. **Pathogen Inactivation and Regrowth in Organic Waste during Biological Treatment**. Department of Chemistry, Environment and Feed Hygiene, National Veterinary Institute. (SVA), SE-751 89, 2009.

EPSTEIN, E. **Industrial Composting: Environmental Engineering and Facilities Management**. CRC Press, Boca Raton, Florida. 2011.

FONGARO, G.; PADILHA, J.; SCHISSI, C. D.; NASCIMENTO, M. A.; BAMPI, G. B.; VIANCELLI, A.; BARARDI, C. R. M. Human and animal enteric virus in groundwater from deep wells, and recreational and network water. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 22, n. 24, p. 20060-20066, 2015.

FORSYTHE, S. J. **Microbiologia da Segurança dos Alimentos**. 2ª edição ed.[s.l.] Artmed, 2013.

FRANCO, B.D.G.M. **Microbiologia dos Alimentos**. 2º ed. São Paulo: Editora Atheneu, 2003.

FUJII, K. Y.; DITTRICH, J. R.; CASTRO, E. A.; SILVEIRA, E. O. Processos de tratamento de resíduos de coqueira e a redução ou eliminação de ovos e larvas infectantes do gênero *Strongylus* spp. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 81, n. 3, p. 226-231, 2014.

GARCIA, D. A.; GOMES, D. E. A avicultura brasileira e os avanços nutricionais. **Revista Científica**, v. 1, n. 1, 2019.

GARLIPP, F.; HESSEL, E. F.; WEGHE, V. D.; HERMAN, F. A. Characteristics of gas generation (NH₃, CH₄, N₂O, CO₂, H₂O) from horse manure added to different bedding materials used in deep litter bedding systems. **Journal of Equine Veterinary Science**, v. 31, p. 383-395, 2011.

GODINHO, V. M. **Estudo sobre a ocorrência de ovos de helmintos e viabilidade de Ascaris sp em lodos anaeróbios in natura e submetidos à higienização por caleação e por tratamento térmico**. 2003. 139 f. Dissertação (Mestrado em Saneamento, Meio Ambiente e Recursos Hídricos) - Universidade Federal de Minas Gerais, Belo horizonte. 2003.

GOMES, A. D.; BARRETTA, C.; ZIEGLER, D. P.; SAUSEN, L.; STOEVEER, N.; SANGIONI, L. A.; VOGEL, F. S. F.; MONTEIRO, S. G.; ZANELLA, A. Prevalência de *Cryptosporidium spp* e *Giardia sp* em eqüinos estabulados no Jockey Club de Santa Maria-RS, Brasil. **Ciência Rural**, 2008.

GONÇALVES, F. **Tratamento de camas de equinos por compostagem e vermicompostagem**. 2014. 133 f. Monografia (Graduação em Engenharia ambiental) - Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Londrina. 2014.

GONÇALVES, F.; BOSCO, T. C. D. Compostagem e vermicompostagem de camas de equinos. In: BOSCO, T. C. D. **Compostagem e vermicompostagem de resíduos sólidos**. São Paulo: Blucher, 2017.

GUARDABASSI, L.; JENSEN, L. B.; KRUSE, H. **Guia de antimicrobianos em veterinária**. Porto Alegre: Artmed, 2010. 268 p.

GUARDABASSI, L.; KRUSE, H. Princípios da Utilização Prudente e Racional de Antimicrobianos em Animais. In: GUARDABASSI, L.; JENSEN, L. B.; KRUSE, H. **Guia de Antimicrobianos em Veterinária**. Porto Alegre: Artmed, p. 17-29, 2010.

GUIBOURDENCHE, M.; ROGGENTIN, P.; MIKOLEIT, M.; FIELDS, P. I.; BOCKEMÜHL, J.; GRIMONT, P. A.; WEILL, F. X. Supplement 2003 e 2007 (N.47) to the White-Kauffman-Le Minor scheme. **Research Microbiology**, v. 161, n. 1, p. 26-29, 2010.

HAAPAPURO, E. R.; BARNARD, N. D.; SIMON, M. Animal waste used as livestock feed dangers to human health. **Preventive medicine**, v. 26, n. 5, p. 599-602, 1997.

HADIN, Å.; ERIKSSON, O.; HILLMAN, K. A review of potential critical factors in horse keeping for anaerobic digestion of horse manure. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 65, p. 432-442, 2016.

HASSEN, A.; BELGUITH, K.; JEDIDI, N.; CHERIF, A.; CHERIF, M.; BOUDABOUS, A. Microbial characterization during composting of municipal solid waste. **Bioresource Technology**, v. 80, n. 3, p. 217-225, 2001.

HECK, K.; MARCO, E. G.; HAHN, A. B. B.; KLUGE, M.; SPILKI, F. R.; SAND, S. T. V. Temperatura de degradação de resíduos em processo de compostagem e qualidade

microbiológica do composto final. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 17, n. 1, p. 54–59, 2013.

HO, Y. B.; ZAKARIA, M. P.; LATIF, P. A.; SAARI, N. Degradation of veterinary antibiotics and hormone during broiler manure composting. **Bioresource Technology**, v. 131, p. 476–484, 2013.

HOELZER, K.; WONG, N.; THOMAS, J.; TALKINGTON, K.; JUNGMAN, E.; COUKELL, A. Antimicrobial drug use in food-producing animals and associated human health risks: what, and how strong, is the evidence? **BMC Veterinary Research**, v. 13, n. 1, p. 211, 2017.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Efetivo dos rebanhos por tipo de rebanho** (2017). Disponível em: http://seriesestatisticas.ibge.gov.br/series.aspx?no=1_vcodi go=PPM01&t=efetivorebanhos-tipo-rebanho. Acesso em: 18 jun. 2019.

ITO, N. M. K.; MIYAJI, C. I.; LIMA, E. A.; OKABAYASHI, S. Antimicrobianos: usos preventivos e curativos em avicultura. **Farmacologia Aplicada a Avicultura**, v. 1, p. 115-147, 2005.

JAY, J. M. Parâmetros Intrínsecos e extrínsecos dos alimentos que afetam o crescimento microbiano. In: JAY, J. M. **Microbiologia de alimentos**. Porto Alegre: Artmed, p. 51-72, 2005.

JEONG, Y. K.; KIM, J. S. A new method for conservation of nitrogen in aerobic composting process. **Bioresource Technology**, v. 79, p. 129-133, 2001.

JOHNS, I. C.; ADAMS, E. L. Trends in antimicrobial resistance in equine bacterial isolates: 1999–2012. **Veterinary Record**, v. 35, n. 5, p. 367-375, 2015.

JUNEJA, V. K.; MELENDRES, M. V.; HUANG, L.; SUBBIAH, J.; THIPPAREDDI, H. Mathematical modeling of growth of Salmonella in raw ground beef under isothermal conditional from 10 to 45°C. **International Journal of Food Microbiology**, v. 31, p. 106-111, 2009.

JÚNIOR, A. C. Influência do tempo de estabulação no comportamento de Equinos da raça crioula. **Unoesc & Ciência-ACET**, v. 6, n. 2, p. 201-208, 2015.

JÚNIOR, M. A. P. O.; ORRICO, A. C. A.; JÚNIOR, J. L. Compostagem dos resíduos da produção avícola: Cama de frangos e carcaças de aves. **Engenharia Agrícola**, v. 30, n. 3, p. 538-545, 2010.

KELLEHER, B. P.; LEAHY, J. J.; HENIHAN, A. M.; O'DWYER, T. F.; SUTTON, D.; LEAHY, M. J. Advances in poultry litter disposal technology – a review. **Bioresource Technology**, v. 83, n. 1, p. 27–36, 2002.

KIM, K. R.; OWENS, G.; OK, Y. S.; PARK, W. K.; LEE, D. B.; KWON, S. I. Decline in extractable antibiotics in manure-based. **Waste Management**, v. 32, p. 110–116, 2012.

KNÖBL, T. Similaridade genética de *Escherichia coli* patogênica para as aves (apéc) com estirpes humanas e a resistência antimicrobiana justificam a preocupação sanitária em relação aos produtos de origem aviária? In: SIMPÓSIO BRASIL SUL DE AVICULTURA E 10º

BRASIL SUL POULTRY FAIR, 19, 2017, Chapecó. **Anais...** Chapéco: Núcleo Oeste de Médicos veterinários e zootecnistas, 2017.

KOMAR, S.; MISKEWITZ, R.; WESTENDORF, M.; WILLIAMS, C. A. Effects of bedding type on compost quality of equine stall waste: Implications for small horse farms. **Journal of Animal Science**, v. 90. p. 1069-1075, 2012.

KUHNERT, P.; BOERLIN P.; FREY, J. Target genes for virulence assessment of *Escherichia coli* isolates from water, food and the environment. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 24, p. 107-117, 2000.

KUNZ, A. Transformação da produção animal no Brasil e suas consequências ambientais. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE GERENCIAMENTO DE RESÍDUOS DE ANIMAIS, 1, 2009, Florianópolis. **Anais...** Concórdia: Embrapa Suínos e Aves, 2009.

LARA, O. Q.; BONI, D.; PICHEK, D. B.; MATT, M. P.; SOUZA, C. A.; FERREIRA, E. Esterco de ave como alternativa à adubação convencional de *Brachiaria brizantha* no estado de Rondônia (Zona da Mata). **Arch. Zootec**, v. 64, n. 248, p. 355-363, 2015.

LARNEY, F. J.; BUCKLEY, K. E.; HAO, X.; MCCAUGHEY, W. P. Fresh, stockpiled, and composted beef cattle feedlot manure: Nutrient levels and mass balance estimates in Alberta and Manitoba. **Journal of Environmental Quality**, v. 35, p. 1844-1854, 2006.

LARNEY, F. J.; OLSON, A. F.; MILLER, J. J.; DEMAERE, P. R.; ZVMUYU, F.; MCALLISTER, T. A. Physical and chemical changes during composting of wood-chip bedded and straw-bedded beef cattle feedlot manure. **Journal of Environmental Quality**, v. 37, p. 725-735, 2008.

LARSEN, H. E.; MUNCH, B.; SCHLUNDT, J. Use of indicators for monitoring the reduction of pathogens in animal waste treated in biogas plants. **Zentral blatt Hygiene Umweltmed**, v. 195, n. 5, p. 544-555, 1994.

LAVERGNE, T. K.; STEPHENS, M. F.; SCHELLINGER, D.; CARNEY, W. A. In-house pasteurization of broiler litter. **Louisiana Cooperative Extension**, v. 2955, p. 16, 2006.

LEAL, R. M. P. **Ocorrência e comportamento ambiental de resíduos de antimicrobianos de uso veterinário**. 2012. 134 f. Tese (Doutorado em Ciências) – Universidade de São Paulo, Piracicaba. 2012.

MACHADO, D. C.; MAIA, C. M.; CARVALHO, I. D.; SILVA, N. F. D.; ANDRÉ, M. C. D. P. B.; SERAFINI, Á. B. Microbiological quality of organic vegetables produced in soil treated with different types of manure and mineral fertilizer. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 37, n. 4, p. 538-544, 2006.

MADDOX, T. W.; CLEGG, P. D.; DIGGLE, P. J.; WEDLEY, A. L.; DAWSON, S.; PINCHBECK, G. L.; WILLIAMS, N. J. Cross-sectional study of antimicrobial resistant bacteria in horses. Part 1: prevalence of antimicrobial resistant *Escherichia coli* and methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. **Equine Veterinary J.**, v. 44, p. 289-296, 2012.

MAIA, R.; de CARVALHO, B. R.; de BARROS, V. R. S. M.; TAVERNARI, F. D. C.; SORDI, C. Tecnologias disponíveis para o destino de resíduos das granjas de postura. In: CURSO DE ATUALIZAÇÃO EM AVICULTURA PARA POSTURA COMERCIAL, 11, 2014, Jaboticabal. **Anais...** Jaboticabal: Fundação de Apoio a Pesquisa, Ensino e Extensão, 2014.

MARQUES, D. P.; PESSOA, M. S.; PESSOAS, F. O. A. Manejo zootécnico e comportamental de cavalos estabulados em uso militar. **Nutritime**, v. 14, n. 3, 2017.

MARTIN, G. **Comportamento de *Salmonella* em ovo em pó em função da Atividade de Água (Aa) e do binômio Tempo x Temperatura de Armazenamento**. 2005. 66 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Farmacêuticas) - Universidade de São Paulo, São Paulo. 2005.

MARTINS, N. R. S.; ECCO, R. Sanidade avícola. **Cadernos técnicos de veterinária e zootecnia**, n. 76, p. 9-126, 2015.

MATOSINHOS, F. C. L. **Padronização de metodologia para detecção de ovos e larvas de helmintos em Alfaca**. 2012. 98 f. Dissertação (Mestrado em Parasitologia) - Universidade Federal de Minas Gerais, Belo horizonte. 2012.

MAZETTO, F.; OENNING, V.; KRUGER, S. D.; ZANIN, A.; GUBIANI, C. A. Fluxo da produção de pintainhos de corte: proposta e discussão. **Congresso da Sober**, v. 50, 2014.

MENTEN, J. F. M. Probióticos, prebióticos e aditivos fitogênicos na nutrição de aves. In: SIMPÓSIO SOBRE INGREDIENTES NA ALIMENTAÇÃO ANIMAL, 2, 2002, Uberlândia. **Anais...** Uberlândia, p. 251-276, 2002.

METCALF, L.; EDDY, H. P. **Tratamento de efluentes e recuperação de recursos**. 5. ed. Porto Alegre: AMGH, 2016.

MORAS, B. A. **Antibioticoterapia para infecções respiratórias em Equinos**. 2012. 56 f. Monografia (Graduação em Medicina Veterinária) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre. 2012.

MOREAU, M. M.; EADES, S. C.; REINEMEYER, C. R.; FUGARO, M. N.; ONISHI, J. C. Illumina sequencing of the V4 hypervariable region 16S rRNA gene reveals extensive changes in bacterial communities in the cecum following carbohydrate oral infusion and development of early-stage acute laminitis in the horse. **Veterinary Microbiology**, v. 168, p. 436-441, 2014.

MOTA, R. A.; SILVA, K. P. C.; FREITAS, M. F. L.; PORTO, W. J. N.; SILVA, L. B. G. Utilização indiscriminada de antimicrobianos e sua contribuição à multirresistência bacteriana. **Braz. J. of Vet. Research and Animal Science**, v. 42, n. 6, p. 465-470, 2005.

MUÑOZ, S. S.; FERNADES, A. P. M. **Principais doenças causadas por protozoários** (2013). Disponível em: <https://midia.atp.usp.br/plc/plc0501/impressos/plc050107.pdf>. Acesso em: 2 fev. 2020.

NANDI, S.; MAURER, J. J.; HOFACRE, C.; SUMMERS, A. O. Gram- -positive bacteria are a major reservoir of class 1 antibiotic resistance intergrons in poultry litter. **Proceedings of the National Academy of Science**, v. 101, p. 7118-7122. 2004.

NGUYEN, T. N. M.; HOTZEL, H.; NJERU, J.; MWITURIA, J.; EL-ADAWY, H.; TOMASO, H.; NEUBAUER, H.; HAFEZ, H. M. Antimicrobial resistance of *Campylobacter* isolates from small scale and backyard chicken in Kenya. **Gut Pathology**, v. 8, p. 1-9, 2016.

NHUNG, N. T.; CHANSIRIPORNCHAI, N.; CARRIQUE-MAS, J. J. Antimicrobial Resistance in Bacterial Poultry Pathogens: A Review. **Frontiers in veterinary science**, v. 4, p. 126, 2017.

OAKLEY, B. B.; LILLEHOJ, H. S.; KOGUT, M. H.; KIM, W. K.; MAURER, J. J.; PEDROSO, A.; LEE, M. D.; COLLET, S. R.; JOHNSON, T. J.; COX, N. A. The chicken gastrointestinal microbiome. **FEMS Microbiology Letters**, v. 360, n. 2, p. 100–112, 2014.

OEC – **The Observatory of Economic Complexity**. Brasil. 2018. Disponível em: <<https://atlas.media.mit.edu/pt/profile/country/bra/>>. Acesso em: 15 fev. 2020.

OLIVEIRA, J. C.; MOTA, J. M. C.; OLIVEIRA, J. C.; SILVA, L. N. A.; FILHO, M. B. S. Diagnóstico ambiental dos resíduos resultantes da produção de frango de corte: um estudo de caso. In: CONGRESSO SUL-AMERICANO DE RESÍDUOS SÓLIDOS E SUSTENTABILIDADE, 1, 2018, Gramado. **Anais...** Gramado, 2018.

OLIVEIRA, W. F. **Isolamento e tipificação de Salmonella da cadeia produtiva de frango de corte da Região Metropolitana de Fortaleza-CE**. 2004. 101 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) - Universidade Estadual do Ceará, Fortaleza. 2004.

ORRICO, A. C. A.; LUCAS JÚNIOR, J.; ORRICO JÚNIOR, M. A. P. Alterações físicas e microbiológicas durante a compostagem dos dejetos de cabra. **Engenharia Agrícola**, v. 27, p. 764-772, 2007.

ORTOLANI, E. L.; BRITO, L. A. B. Enfermidades Causadas pelo uso Inadequado de "Cama de-frango" na Alimentação de Ruminantes. **Revista do Conselho Federal de Medicina Veterinária**, n. 22, 2001.

OTENIO, M. H.; CUNHA, C. M. da; ROCHA, B. B. **Compostagem de carcaças de grandes animais**. Juiz de Fora: Embrapa Gado de Leite, 2010. 4p. (Embrapa Gado de Leite. Comunicado técnico, 61).

PALERMO-NETO, J. Considerações gerais sobre o uso de agentes que alteram a produção animal. In: SPINOSA, H. S.; GÓRNIK, S. L.; BERNARDI, M. M. **Farmacologia aplicada à medicina veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, p. 561-570, 2011.

PALHARES, J. C. P.; MACKAY, A. D.; PEDROSO, A. M.; RODRIGUES, A. P. O.; NAVE, A. G.; DOMINATI, E. J.; DOS SANTOS, J. L. Produção animal e recursos hídricos. **Embrapa Pecuária Sudeste - Livro Científico (ALICE)**, 2016.

PARVAGE, M. M.; ULÉN, B.; KIRCHMANN, H. Are horse paddocks threatening water quality through excess loading of nutrients. **Journal of Environmental Management**, v. 147, p. 306–313, 2015.

PAULISTA, L. O.; MULERO, C. B.; ABREU, L. M.; HOMSE, R. A. M.; SANTOS, B. B.; PEDRO, G. H.; DUARTE, L. F. C.; RIBEIRO, R. S.; BOSCO, T. C. D. Acréscimo de sulfato

de amônia no processo de compostagem de diferentes camas de equino. In: FÓRUM INTERNACIONAL DE RESÍDUOS SÓLIDOS, 8, 2017, Curitiba. **Anais...** Curitiba: Instituto Venturi, 2017.

PEREIRA, R. O. **Pesquisa de *Salmonella* spp. em linguças artesanais tipo mistas, produzidas em mercados e açougues no município de Terra Roxa (Paraná).** 2019. 35 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) - Universidade Federal do Paraná, Palotina. 2019.

PERES, B. M. **Bactérias indicadoras e patogênicas em biofilmes de sistemas de tratamento de água, sistemas contaminados e esgoto.** 2011. 105 f. Dissertação (Mestrado em Microbiologia) - Universidade de São Paulo. 2011.

PESSÔA, G. B. S.; TAVENARI, F. C.; VIEIRA, R. A.; ALBINO, L. F. T. Novos conceitos em nutrição de aves. **Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal**, v. 13, n. 3, p. 755-774, 2012.

PRABAKARAN, R. **Good practices in planning and management of integrated commercial poultry production in South Asia.** Food And Agriculture Organization of The United Nations - FAO, 2003.

RAIJ, B. V. **Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo.** Campinas: IAC, 1997.

REGITANO, J. B.; LEAL, R. M. P. Comportamento e Impacto ambiental de antimicrobianos usados na Produção Animal Brasileira. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 34, p. 601-616, 2010.

RICE, E. W.; BAIRD, R. B.; EATON, A. D.; BRIDGEWATER, L. L. **Standard methods for the examination of water and wastewater.** 23 ed. American Public Health Association: Washington, DC, USA, 2017.

ROBINSON, N. E.; SPRAYBERRY, K. A. **Current therapy in equine medicine.** 6. ed. St Louis: Saunders Elsevier, 2009. 1104 p.

SANTOS, F. G.; ESCOSTEGUY, P. A. V.; RODRIGUES, L. B. Qualidade de esterco de ave poedeira submetido a dois tipos de tratamentos de compostagem. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 14, p. 1101-1108, 2010.

SANTOS, M. R. G. **Produção de substratos orgânicos a partir da compostagem de cama de cavalo.** 2016. 48 f. Dissertação (Mestrado em Agricultura orgânica) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2016.

SANTOS, M. R. G.; SOARES, M. da S.; LEAL, M. A. de A. Substratos orgânicos para mudas de hortaliças produzidos a partir da compostagem de cama de cavalo. **Embrapa Agrobiologia-Artigo em periódico indexado (ALICE)**, 2017.

SARMAH, A. K.; MEYER, M. T.; BOXALL, A. B. A. A global perspective on the use, sales, exposure pathways, occurrence, fate and effects of veterinary antibiotics (Vas) in the environment. **Chemosphere**, v. 65, p. 725-759, 2006.

SCHALLEMBERGER, J. B.; MATSUOKA, M.; TROMBETTA, C.; PAVEGLIO, S. S.; OLIVEIRA, T. H. Efeito da utilização de cama de aviário na dinâmica do nitrogênio do solo. In: FORUM INTERNACIONAL DE RESÍDUOS SÓLIDOS, 9, 2018, Porto Alegre. **Anais...** Porto Alegre, 2018.

SEGUNDO, R. F.; MESSIAS, C. T.; DA SILVA, T. I. B.; DE FREITAS, H. J.; DE SOUZA ARAÚJO, D. S.; DE MARCHI, P. G. F.; SILVA, L. A.; DE QUEIROZ, A. M. Salmonelose ocasionada por produtos de origem animal e suas implicações para saúde pública: revisão de literatura. **Brazilian Journal of Animal and Environmental Research**, v. 3, n. 4, p. 3715-3746, 2020.

SEIFFERT, N. F. **Planejamento da atividade avícola visando qualidade ambiental** (2000). Disponível em: http://docsagencia.cnptia.embrapa.br/suino/anais/anais65_seiffert.pdf. Acesso em: 15 fev. 2010.

SHELOBOLINA, E. S.; SULLIVAN, S. A.; O'NEILL, K. R.; NEVIN, K. P.; LOVLEY, D. R. Isolation, characterization, and U (VI)-reducing potential of a facultatively anaerobic, acid-resistant Bacterium from Low-pH, nitrate-and U (VI)-contaminated subsurface sediment and description of *Salmonella subterranea* sp. nov. **Applied and environmental microbiology**, v. 70, n. 5, p. 2959-2965, 2004.

SILVA A. F.; GOMES, T. C. DE A.; SANTANA, L. M. DE, FERNANDES, S. C.; FRANÇA, C. R. R. S. Características de compostos orgânicos preparados com bagaço de coco e, capim elefante. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE AGROECOLOGIA, 2006, Belo Horizonte. **Anais...** Belo Horizonte, 2006.

SILVA, A. L. B.; ANDRADE, M.; LOUZADA, A.; CASSINI, S.; GONÇALVES, R. Comportamento da biomassa metanogênica de lodo de reator UASB tratando esgoto sanitário e lodo de descarte de biofiltros aerados submersos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA SANITÁRIA E AMBIENTAL, 23, 2005, Campo Grande. **Anais...** Campo Grande, 2005.

SILVA, B. C. **Seleção de bactérias lácticas de equinos com potencial probiótico para uso como promotor de crescimento ou adjuvante imunológico**. 2015. 121 f. Tese (Doutorado em Genética) - Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2015.

SILVA, J. D. R.; ROCHA, T. J. M. Frequência de helmintos segundo os dados do programa de controle da esquistossomose no município de Xexéu, Pernambuco. **Journal of Health & Biological Sciences**, v. 7, n. 3, p. 253-257, 2019.

SILVA, V. P.; ALMEIDA, F. Q.; MORGADO, E. S.; FRANÇA, A. B.; VENTURA, H.T.; RODRIGUES, L. M. Digestibilidade dos nutrientes de alimentos volumosos determinada pela técnica dos sacos móveis em equinos. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 38, n. 1, p. 82-89, 2009.

SILVA, V. S. Métodos e segurança sanitária na reutilização de cama de aviários. In: PALHARES, J. C. P.; KUNZ, A. **Manejo ambiental na avicultura**. Embrapa Suínos e Aves- Capítulo em livro científico (ALICE), 2011.

SOEBORG, T.; INGERSLEV, F.; HALLING-SORENSEN, B. Chemical stability of chlortetracycline and chlortetracycline degradation products and epimers in soil interstitial water. **Chemosphere**, v. 57, p. 1515-1524, 2004.

SOUSA, C. P. Segurança alimentar e doenças veiculadas por alimentos: utilização do grupo coliforme como um dos indicadores de qualidade de alimentos. **Revista APS**, v. 9, n. 1, p. 83-88, 2006.

SOUSA, F. M. **Caracterização epidemiológica de práticas de manejo e fatores de risco para doenças infecciosas em equinos de propriedades de Uberlândia-MG**. 2017. 48 f. Projeto de pesquisa (Graduação em Medicina veterinária) - Universidade Federal de Uberlândia, Minas Gerais. 2017.

SOUTO, P. C.; SOUTO, J. S.; NASCIMENTO, J. A. M. Liberação de nutrientes de esterco em Luvisolo no semiárido paraibano. **Revista Caatinga**, v. 26, n. 4, p. 69-78, 2013.

SOUZA, G. H. R.; RODRIGUES, G. A. O tratamento da cama de equinos através do processo de compostagem. **Revista Interface Tecnológica**, v. 14, n. 2, p. 100-110, 2017.

SPINOSA, H. D. S.; ITO, N. M. K.; MIYAJI, C. I.; LIMA, E. D. A.; OKABAYASHI, S. Antimicrobianos: considerações gerais. **Farmacologia aplicada à avicultura: boas práticas no manejo de medicamentos**, 2005.

SPINOSA, H. S.; TÁRRAGA, K. M. Considerações gerais sobre os Antimicrobianos. In: SPINOSA, H. S.; GÓRNIK, S. L.; BERNARDI, M. M. **Farmacologia aplicada à Medicina veterinária**. 5. Ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2011. 409-441 p.

SRINIVASAN, V.; NAM, H. M.; SAWANT, A. A.; HEADRICK, S. I.; NGUYEN, L. T.; OLIVER, S. P. Distribuição de genes de resistência à tetraciclina e estreptomicina e integrons classe 1 em Enterobacteriaceae isolados de laticínios e solos não cultivados em fazendas. **Microbial Ecology**, v. 55, n. 2, p. 184-193, 2008.

STOCCO, P.; SANTOS, J. C. P. D.; VARGAS, V. P.; HUNGRIA, M. Avaliação da Biodiversidade de Rizóbios Simbiontes do Feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) em Santa Catarina. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 32, n. 3, p. 1107-1120, 2008.

STORTEBOOM, H. N.; KIM, S. C.; DOESKEN, K. C.; CARLSON, K. H.; DAVIS, J. G.; PRUDEN, A. Response of Antibiotics and Resistance Genes to High-Intensity and Low-Intensity Manure Management. **J. of Environmental Quality**, v. 36, p. 1695-1703, 2007.

SUMMERS, J. D.; DIAS, G. J. **Nutricion aviar comercial**. Santa Fé de Bogotá: Gonzalo J. Diaz Gonzalez, 2000. 359p.

SURESH, A.; CHOI, H. L.; ZHUKUN. Kinetics of chemical properties and microbial quantity in soil amended with raw and processed pig slurry. **Asian-Australasian Journal of Animal Sciences**, v. 22, n. 5, p. 732-739, 2009.

TAMANINI, R.; DA SILVA, L. C. C.; MONTEIRO, A. A.; MAGNANI, D. F.; MÁRCIA DE AGUIAR, F. B.; BELOTI, V. Avaliação da qualidade microbiológica e dos parâmetros

enzimáticos da pasteurização de leite tipo “C” produzido na região norte do Paraná. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 28, n. 3, p. 449-454, 2007.

TEIXEIRA, C. T. **A influência das capacidades dinâmicas de inovação de serviço no desempenho de startups brasileiras**. 2018. 126 p. Dissertação (Mestrado em administração) - Universidade Federal de Santa Maria. 2018.

THIELE-BRUHN, S. Pharmaceutical antibiotic compounds in soils-A review. **Journal of Plant Nutrition and Soil Science**, v. 166, p. 145-167, 2003.

UBA – União Brasileira de Avicultura. **Protocolo de Boas Práticas de Produção de Frangos**. (2011). Disponível em: <http://www.uba.org.br>. Acesso em: 27 fev. 2020.

URRA, J.; ALKORTA, I.; LANZÉN, A.; MIJANGOS, I.; GARBISU, C. The application of fresh and composted horse and chicken manure affects soil quality, microbial composition and antibiotic resistance. **Applied Soil Ecology**, v. 135, p. 73-84, 2018.

USDA. United States Department of Agriculture. **Dados de mercado e comércio**. Disponível em: <https://apps.fas.usda.gov/psdonline/app/index.html#/app/advQuery>. Acesso em 27 maio 2019.

USDA-NRCS. **Agricultural Waste Field Handbook**. USDA, Washington, DC, 2000.

VALENTE, B. S.; XAVIER, E. G.; LOPES, M.; PEREIRA, H. da S.; ROLL, V. F. B. Compostagem e vermicompostagem de dejetos líquidos de bovinos leiteiros e cama aviária. **Archivos de Zootecnia**, v. 65, n. 249, p. 79-88, 2016.

VASCONCELOS, C. V. **Caracterização e tratamento do composto orgânico de resíduos urbanos de Belo Horizonte-MG para a utilização em ações de agricultura urbana**. 2019. 62 f. Dissertação (Mestrado em Agricultura orgânica) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. 2019.

VERDI, C. M.; ZIMMERMANN, C. E. P.; ANDRADE, E. N. C.; LEDUR, P. C.; VELASQUEZ, P. G. Detecção laboratorial dos mecanismos de resistência da *Klebsiella pneumoniae*: uma revisão. **Revista Saúde Integrada**, v. 9, n. 17, p. 16-27, 2016.

VICENTINI, D. L.; DE OLIVEIRA, J. G. R. Análise da gestão dos resíduos de avicultura e impactos ambientais no município de Leopólis (PR). **Geografia em Atos (Online)**, v. 4, n. 11, p. 05-26, 2019.

VIEIRA, E. R. **Aspectos econômicos e sociais do complexo agronegócio do cavalo no estado de Minas Gerais**. 2011. 140 f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) – Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2011.

VIRTUOSO, M. C. S.; OLIVEIRA, D. G.; DIAS, L. N. S.; FAGUNDES, P. S. F.; LEITE, P. R. S. C. Reutilização da cama de frango. **Revista Eletrônica Nutritime**, v. 12, n. 2, p. 3964-3979, 2015.

WEESE, J. S.; BAPTISTE, K. E.; BAVERUD, V.; TOUTAIN, P. L. Guidelines for antimicrobial use in horses. In: GUARDABASSI, L.; JENSEN, L. B.; KRUSE, H. **Guide to Antimicrobial use in animals**. Blackwell Publishing, 2007.

WEGENER, H. C. Antibiotics in animal feed and their role in resistance development. **Current Opinion Microbiology**, v. 6, p. 439–445, 2003.

WEINDORF, D. C.; MUIR, J. P.; LANDERO-SÁNCHEZ, C. Composto orgânico e fertilizantes manufaturados: economia e ecologia. In: CAMPBELL, W. B.; ORTÍZ, S. L. **Integração da agric., conservação e ecoturismo**. Nova York: Springer, 2011.

WELLINGTON, E. M.; BOXALL, A. B.; CROSS, P.; FEIL, E. J.; GAZE, W. H., HAWKEY, P. M.; ROLLINGS, A. S. J.; JONES, D. L.; LEE, N. M. OTTEN, W.; THOMAS, C. M. The role of the natural environment in the emergence of antibiotic resistance in Gram-negative bacteria. **The Lancet infectious diseases**, v. 13, n. 2, p. 155-165, 2013.

WILSON, W. D. **Rational Selection of Antimicrobials for Use in Horses**. AAEP Proc., v. 47, p. 75 -93, 2001.

WOLNY-KOŁADKA, K. Resistance to Antibiotics and the Occurrence of Genes Responsible for the Development of Methicillin Resistance in Staphylococcus Bacteria Isolated From the Environment of Horse Riding Centers. **J. of Equine Vet. Science**, v. 61, p. 65-71, 2018.

YAN, F.; POLK, D. B. Commensal bacteria in the gut: learning who our friends are. **Current Opinion Gastroenterology**, v. 20, p. 565–571, 2004.

YAO, G. M. **Prevalence and antibiotic resistance of *Salmonella* sp., *Shigella* sp. and *Escherichia coli* in fresh retail chicken in the Accra Metropolis**. 2015. Tese (Doutorado) - Accra: University of Ghana, 2015.

3. CAPÍTULO I

EFEITO DA COMPOSTAGEM NA CARGA MICROBIOLÓGICA E PARASITÁRIA DE RESÍDUOS PROVENIENTES DA PRODUÇÃO ANIMAL NO BRASIL

Documento submetido à revista “International Journal of Recycling of Organic Waste in Agriculture”

FERREIRA, P. F. A.; XAVIER, J. F.; BERTHOLOTO, D. M.; MELO, D. A.; CORREIA, T. R.; COELHO, S. M. O.; SOUZA, M. M. S.; LEAL, M. A. A.; ARAÚJO, E. S.; COELHO, I. S. Effect of composting on the microbiological and parasitic load in animal production wastes in Brazil.

3.1 RESUMO

Resíduos da produção animal são promissores para serem utilizados na produção agrícola como adubo ou condicionador do solo. Contudo, se não forem manejados adequadamente, podem contaminar o solo e vegetais, resultando em risco à saúde pública. Considerando que a compostagem é uma técnica preconizada para garantir a higienização e viabilidade agrônômica dos compostos, o presente trabalho teve como objetivo avaliar a carga microbiológica e parasitária durante a compostagem de resíduos provenientes da produção animal convencional e orgânica. A presença de *Salmonella* sp. e ovos de helmintos, e a quantificação de coliformes termotolerantes foram avaliadas em cama de cavalo e camas de aviário do sistema de produção convencional e orgânico durante o processo de compostagem. A carga inicial de coliformes termotolerantes foi superior a 10^{17} NMP g⁻¹ nas três matérias primas. Ao final do processo de compostagem, todos os materiais apresentaram redução significativa de coliformes termotolerantes, chegando a 99,98; 100 e 99,80% para a cama de cavalo, cama de aviário orgânico e cama de aviário convencional, respectivamente. Os resíduos frescos apresentaram ovos de helmintos, com ênfase na cama de cavalo que apresentou maior quantidade em relação aos demais. No entanto, todos os materiais apresentaram ausência de ovos de helmintos ao final da compostagem. *Salmonella* sp. esteve ausente desde o resíduo fresco até o final da compostagem. A compostagem foi efetiva na eliminação de ovos de helmintos e na redução de coliformes termotolerantes, no entanto, os compostos finais apresentaram carga microbiana patogênica superior ao exigido pela legislação brasileira vigente para uso na agricultura.

Palavras-chave: Cama de cavalo. Cama de aviário. Coliformes termotolerantes. Ovos de helmintos. *Salmonella*.

3.2 ABSTRACT

Animal production wastes are promising for use in agricultural production as a plant nutrient or soil conditioner. However, if not properly managed, they can contaminate the soil and plants, resulting in public health risks. Considering that the composting technique is recommended to ensure compost hygiene and agronomic viability, the present study aimed to evaluate the microbiological and parasitic load during the composting of residues from conventional and organic animal productions. The presence of *Salmonella* sp. and/or helminth eggs and the quantification of thermotolerant coliforms were determined in horse bedding and organic and conventional poultry litter during the process of composting. The initial load of thermotolerant coliforms was greater than 10^{17} MPN g⁻¹ in the three raw materials. All of them showed a significant reduction in these bacteria at the end of the composting process, reaching 99.98%, 100.00%, and 99.80% in the horse bedding, organic poultry litter, and conventional poultry litter, respectively. All the fresh residues contained helminth eggs, with the horse bedding exhibiting the highest amount compared to the others. However, they all revealed an absence of helminth eggs at the end of the composting process. *Salmonella* sp. was absent in both the raw materials and the final compost. Composting was effective in eliminating helminth eggs and reducing thermotolerant coliform levels. However, the final composts retained a higher pathogenic microbial load than required by the current Brazilian legislation for use in agriculture.

Key words: Horse bedding. Poultry bedding. Thermotolerant coliforms. Helminth eggs. *Salmonella*.

3.3 INTRODUÇÃO

O aumento da produção animal tem por consequência a geração de grandes quantidades de resíduos com lenta degradabilidade em alguns casos, e, em outros, de subprodutos que podem ser tóxicos e cumulativos no ambiente (SCHNEIDER et al., 2012). Na avicultura e equinocultura, um dos resíduos gerados é a cama de forração dos locais onde os animais permanecem. Esse material, intitulado como cama de aviário ou de cavalo, é utilizado com o objetivo de evitar o contato direto do animal com o piso, servir de substrato para a absorção da água, incorporação de fezes, urina e restos de alimentos não aproveitados ou deteriorados (VIRTUOSO et al., 2015).

Tais resíduos são promissores para serem utilizados na produção agrícola como adubo ou condicionador do solo, uma vez que possuem características benéficas ao solo e às plantas (KOMAR et al., 2012; SOUZA; RODRIGUES, 2017). No entanto, estes resíduos podem ser fontes de microrganismos patogênicos, e quando não manejados adequadamente, podem contaminar o solo e vegetais usados no consumo humano, resultando em risco à saúde única (HAAPAPURO; BARNARD; SIMON 1997; KYAKUWAIRE et al., 2019). O termo saúde única diz respeito a ideia de que a saúde humana e a saúde animal são interdependentes e vinculadas à saúde dos ecossistemas nos quais existem (OIE, 2020). Este conceito é implementado pela Organização Mundial de Saúde Animal como uma abordagem global colaborativa para a compreensão dos riscos para a saúde humana e animal e para a saúde do ecossistema como um todo (OIE, 2020).

Dessa forma, surgem tecnologias de gerenciamento de resíduos animais com o objetivo de mitigar os riscos ambientais através da estabilização prévia destes resíduos para posterior utilização no solo como fertilizante (VALENTE et al., 2016). Os resíduos provenientes da produção animal podem ser estabilizados por processos biológicos com microrganismos aeróbios (compostagem) e anaeróbios (digestão anaeróbia) (HADIN et al., 2016).

A compostagem é um processo natural de decomposição biológica de materiais orgânicos, de origem animal e vegetal, pela ação de microrganismos (SAMPAIO; MAGALHÃES; MIRANDA, 2019). Além de ser um procedimento ambientalmente correto e de baixo custo de implantação e manutenção, a compostagem se destaca por resultar em matéria orgânica mais estabilizada, sendo eficiente quanto à degradação de substâncias tóxicas, redução de massa e volume do resíduo; concentração de nutrientes e valorização orgânica dos resíduos (COSTA et al., 2009; LARNEY et al., 2006; LARNEY et al., 2008). Ademais, a compostagem é uma das alternativas recomendadas para reduzir a população de microrganismos potencialmente patogênicos presente nos resíduos, o que reduz o risco de contaminação do ambiente e garante a higienização do produto final (SÁ et al., 2014). Vale ressaltar que a compostagem é um processo que gera e emite gases, alguns dos quais são gases de efeito estufa (GEE) que favorecem o aquecimento global (SANCHEZ et al., 2015). No entanto, a compostagem também é considerada uma tecnologia mitigadora por reduzir as emissões de GEE por tonelada de resíduo tratado, uma vez que os resíduos orgânicos são uma importante fonte desses gases, sendo seu tratamento e/ou disposição final decisivo na quantidade de gases que são emitidos (INACIO, BETTIO, MILLER; 2010).

Segundo Pereira, Neto e Nóbrega (2013), no sistema convencional de produção, o esterco animal pode ser utilizado em áreas agrícolas sem tratamento prévio. No entanto, para agricultura orgânica, a utilização desses resíduos, quando obtidos de sistemas de produção não orgânico, só pode ser efetivada após serem devidamente compostados e bioestabilizados (BRASIL, 2021). O regulamento técnico da Portaria nº 52, de 15 de março de 2021, do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, estabelece em seu Anexo VI os limites máximos de contaminantes admitidos em compostos orgânicos, sendo estes: 1000 número mais provável de coliformes termotolerantes por grama de matéria seca, 1 ovo viável de helminto

por quatro gramas de sólidos totais e ausência de *Salmonella* sp. em 10 gramas de matéria seca (BRASIL, 2021). Através desses parâmetros é possível determinar a adequação de um dejetivo ao uso agrícola (DUARTE; PASQUALINE, 2017).

Na Europa, os resíduos animais devem ser provenientes de uma unidade técnica de biogás ou de uma unidade de compostagem para serem utilizados como fertilizante na agricultura. Devem estar isentos de *Salmonella* (ausência de *Salmonella* em 25 g de produto tratado) e Enterobacteriaceae (com base na contagem de bactérias aeróbias: 1000 ufc por grama de produtos tratados) (EU, 2002). Nos EUA, as recomendações são de 0,3 número mais provável (NMP) por grama de *E. coli* O157:H7, menos de 3 NMP por 4 g ou mL de sólidos totais para *Salmonella* spp. e menos de 1 unidade formadora de colônia por 5 g para *L. monocytogenes* (FDA, 2018).

Levando em consideração que a compostagem de resíduos provenientes da produção animal é uma técnica preconizada para garantir a higienização e viabilidade agronômica dos compostos orgânicos, o presente trabalho teve como objetivo avaliar a carga microbiológica e parasitária durante a compostagem de resíduos provenientes da produção animal convencional e orgânica.

3.4 MATERIAL E MÉTODOS

3.4.1 Coleta de Resíduos Provenientes da Produção Animal

Os resíduos animais, neste caso, a cama de cavalo e camas de aviário do sistema de produção convencional e orgânico foram adquiridos em setembro de 2019. A cama de cavalo foi proveniente de um haras localizado em Nova Friburgo (22°17'S e 42°32'W), região Serrana do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. As amostras de cama de aviário foram provenientes de uma granja que adota o sistema de produção orgânico em São José do Vale do Rio Preto (22°09'S e 42°55'W), e de uma granja que adota o sistema de produção convencional em Nova Friburgo (22°17'S e 42°32'W), ambos na região Serrana do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. Após a coleta, os materiais foram acondicionados em sacos e transportados até o Sistema Integrado de Produção Agroecológica (SIPA), conhecido como Fazendinha Agroecológica Km 47, uma parceria da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ), Empresa de Pesquisa Agropecuária do Estado do Rio de Janeiro (Pesagro) e Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA), local onde foi conduzido o experimento de compostagem.

3.4.2 Montagem, Condução da Compostagem e Coleta de Amostras

O experimento da compostagem foi conduzido de outubro de 2019 a março de 2020 na Fazendinha Agroecológica Km 47, no município de Seropédica, região metropolitana do estado do Rio de Janeiro, entre as coordenadas 22°46'S e 43°41'W (DIAS, 2007). O clima é quente e úmido, classificado como Aw conforme Köppen, com domínio de altas temperaturas no verão e amenas no inverno, temperatura média anual de 24,5°C, com chuvas concentradas de novembro a março e precipitação anual média de 1213 mm (EMBRAPA, 1999).

Em um galpão coberto foram confeccionadas três pilhas para cada tipo de resíduo, sendo eles, cama de cavalo (CC), cama de aviário convencional (CAC) e cama de aviário orgânico (CAO). As pilhas foram montadas com formato cilíndrico e dimensões aproximadas de 1 metro de altura por 1,20 metros de diâmetro (Figura 1). Com o auxílio de uma tela de arame, foram feitos círculos e logo após o material foi adicionado. O material foi acondicionado em telas de arame para melhor otimização do espaço e manutenção ao longo do processo.



Figura 1. Pilhas em formato cilíndrico utilizadas no processo da compostagem. Acervo pessoal.

A compostagem foi conduzida por um período de 125 dias. A avaliação de temperatura foi realizada diariamente nas duas primeiras semanas e, posteriormente, em dias alternados até a estabilização do material utilizando-se um termômetro digital do tipo culinário inserido a 20 cm de profundidade em três pontos de cada pilha. O material foi irrigado para visando manter a umidade em valores próximos de 55%, 45% e 45% para cama de cavalo, cama de aviário orgânico e cama de aviário convencional, respectivamente. Estes valores de umidade foram estipulados com base na facilidade de manejo e na composição do material.

As amostras foram coletadas nos tempos 0, 14, 32, 60, 90 e 125 dias (Figura 2), sendo obtidas a partir de três amostras simples coletadas no momento do revolvimento da pilha e em posições equidistantes das demais amostragens. Estas amostras foram misturadas, formando amostras compostas, e em seguida, acondicionadas em sacos plásticos e transportadas ao Laboratório de Diversidade Microbiana do Instituto de Veterinária da UFRRJ. No laboratório, as amostras foram armazenadas a -20°C para posteriores avaliações.

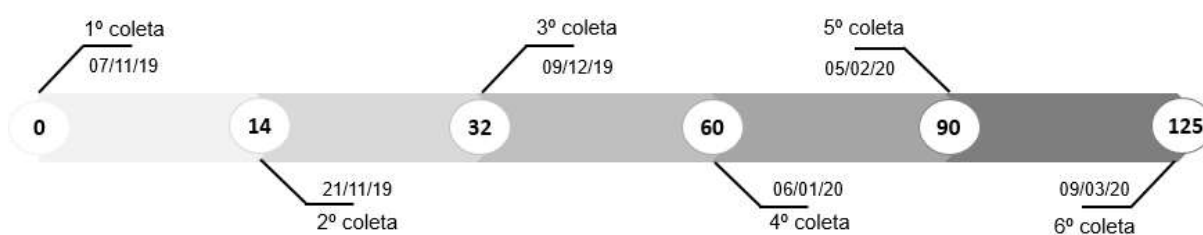


Figura 2. Esquema dos dias de coleta das amostras.

3.4.3 Análise Microbiológica

A análise microbiológica foi realizada para quantificar coliformes termotolerantes, *Salmonella* e ovos de helmintos. Inicialmente, para pesquisa de *Salmonella* e quantificação de coliformes termotolerantes, cerca de 10 g de cada amostra foi adicionada à 90 mL de água peptonada 0,1%. A partir daí, metodologias individuais foram utilizadas, como descrito posteriormente (Figura 3).

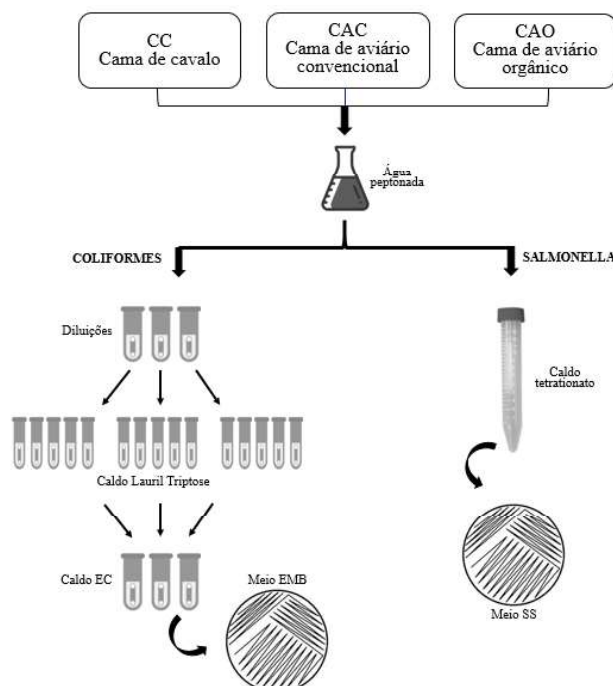


Figura 3. Fluxograma das análises microbiológicas.

3.4.3.1 Determinação de coliformes termotolerantes

Para quantificação de coliformes termotolerantes foi utilizada a técnica do Número Mais Provável (NMP) (RICE et al., 2017). Após a homogeneização da primeira diluição, diluições decimais foram preparadas em tubos contendo 9 mL de água peptonada 0,1%. Para o teste presuntivo de coliformes totais, transferiu-se 1 mL das respectivas diluições para uma série de cinco tubos contendo 9 mL do Caldo Lauril Sulfato Triptose (LST) e um tubo de Durham invertido e incubou-se na estufa a 35°C por 48 h. Para quantificação de coliformes termotolerantes, alíquotas das amostras positivas (turbidez e/ou com presença de gás no tubo de Durham) foram transferidas para tubos contendo caldo *Escherichia coli* (EC). Os tubos de caldo EC foram incubados em banho-maria a 44,5±0,2°C por 24 horas. Consideraram-se como positivos os tubos que apresentaram turbidez e/ou continham formação de gás no interior do tubo de Durham.

Como foram inoculadas três séries de cinco tubos com três diluições decimais diferentes, o número de tubos positivos de três diluições foi comparado com a tabela de NMP. O número mais provável de cada amostra foi calculado de acordo com a seguinte fórmula:

$$\text{NMP correspondente a tabela} \times \frac{10}{V}$$

Onde:

V = Maior volume inoculado

Os resultados foram expressos em NMP/g.

3.4.3.2 Teste presença/ausência para *Salmonella*

A pesquisa de *Salmonella* foi realizada de acordo com a metodologia proposta pela Organização Internacional de Normalização (ISO, 2010). Feito a diluição da amostra em água peptonada, esta foi homogeneizada e incubada a 35 °C por 24 h. Após esta fase, 1 mL foi transferido para tubos com 9 mL de caldo Tetracionato. Os tubos foram incubados a 35 °C por 24 h. Após a incubação, uma alíquota do caldo Tetracionato foi semeada no meio Ágar *Salmonella-Shigella*. As placas foram incubadas a 35 °C por 24 h. Após este período observou-se a presença de colônias típicas de *Salmonella* (colônias com centro negro). Essas colônias foram estocadas e identificadas pela técnica do Tempo de Vôo de Ionização/Desorção por Laser Assistida por Matriz (MALDI-TOF) no Laboratório Integrado de Microbiologia (LIM), Instituto de Microbiologia Paulo Góes da Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ).

3.4.3.3 Quantificação de ovos de helmintos

A quantificação de ovos de helmintos foi realizada no laboratório de Quimioterapia Experimental em Parasitologia Veterinária do Instituto de Veterinária da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ). Foram empregadas duas metodologias de extração de ovos de helmintos, sendo uma para ovos leves e outra para ovos pesados. Para ovos leves foi utilizada a técnica de centrífugo-flutuação simples (FIGUEIREDO et al., 1984). Nesta, a amostra foi diluída na proporção de dois gramas de amostra para 10 mL de água filtrada. Em seguida, a solução foi homogeneizada e filtrada em peneira e gaze, sendo transferida para o interior de um tubo Falcon para ser centrifugada a 2500 rpm durante 10 minutos. Logo após a centrifugação, verificou-se a dissociação do sobrenadante e o precipitado foi ressuspenso em solução de sacarose. Posteriormente, esta solução foi submetida a uma segunda centrifugação a 2500 rpm durante 10 minutos. Findada a centrifugação, o volume do tubo Falcon foi completado com a solução saturada de açúcar formando um menisco de halo convexo, onde foi depositada uma

lâmina de microscopia. Transcorrido 10 minutos, a lâmina foi retirada rapidamente e sobre ela colocou-se uma lamínula para visualização microscópica.

Para ovos pesados foi utilizada a técnica de sedimentação espontânea (HOFFMAN et al., 1934). Primeiramente, com o auxílio de um bastão de vidro, duas gramas do material coletado foi homogeneizado em água. Em seguida, a solução foi filtrada em peneira e gaze para o interior de um frasco de vidro de fundo cônico. O volume do frasco foi então completado com água e em seguida, a solução permaneceu em repouso por duas horas, favorecendo a precipitação dos resíduos. Logo após, o sobrenadante foi substituído por água limpa promovendo a ressuspensão do precipitado. Esta operação foi repetida duas vezes até que o sobrenadante ficasse com coloração clara. Então, com auxílio de uma pipeta, coletou-se uma alíquota do precipitado, a qual foi depositada na superfície de uma lâmina de microscopia para visualização microscópica.

Os ovos de helmintos foram visualizados por microscopia óptica e contados em sua totalidade. Foram empregados aumentos de 100x e/ou 200x, suficientes para detecção e identificação dos ovos. Os critérios para identificação dos ovos de helmintos são baseados, principalmente, no tamanho e nas características morfológicas específicas dos ovos, tais como: forma, conteúdo dos ovos, espessura da membrana externa (casca), além de modificações, tais como, protuberâncias, espículas, rolhas polares e opérculo (SOULSBY, 1987; ZAJAC; CONBOY, 2012).

3.5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Durante o processo de compostagem, a cama de cavalo e as camas de aviário provenientes do sistema orgânico e convencional de produção apresentaram comportamento bastante similar no que diz respeito a temperatura (Figura 4). Aos 3, 15, 33 e 61 dias foram observados os pontos máximos de temperatura durante o processo de compostagem. Este fato está relacionado à umidificação e os revolvimentos das pilhas dias anteriores (0, 14, 32 e 60 dias), o que proporcionou aeração e conseqüentemente manutenção de atividade microbiana e maior liberação de calor. Já o declínio da temperatura após esses picos ocorreu provavelmente devido a redução da disponibilidade de oxigênio decorrente da compactação natural das pilhas e a redução da disponibilidade de água que teria diminuído a atividade microbiana e conseqüentemente reduzido a temperatura. Assim, foi observada várias fases termófilas e mesófilas durante a compostagem. Comportamento semelhante foi observado por Oviedo-Ocaña et al., 2015. Os dados foram corroborados por Pampuro et al. (2016) ao avaliarem duas estratégias de compostagem (com e sem revolvimento), observando que de modo geral, os perfis de temperatura foram bastante semelhantes. No entanto, as pilhas que foram revolvidas apresentam uma elevação da temperatura média após os revolvimentos. O autor afirma que isso ocorreu devido ao aumento dos níveis de oxigênio que estimulam a atividade microbiana.

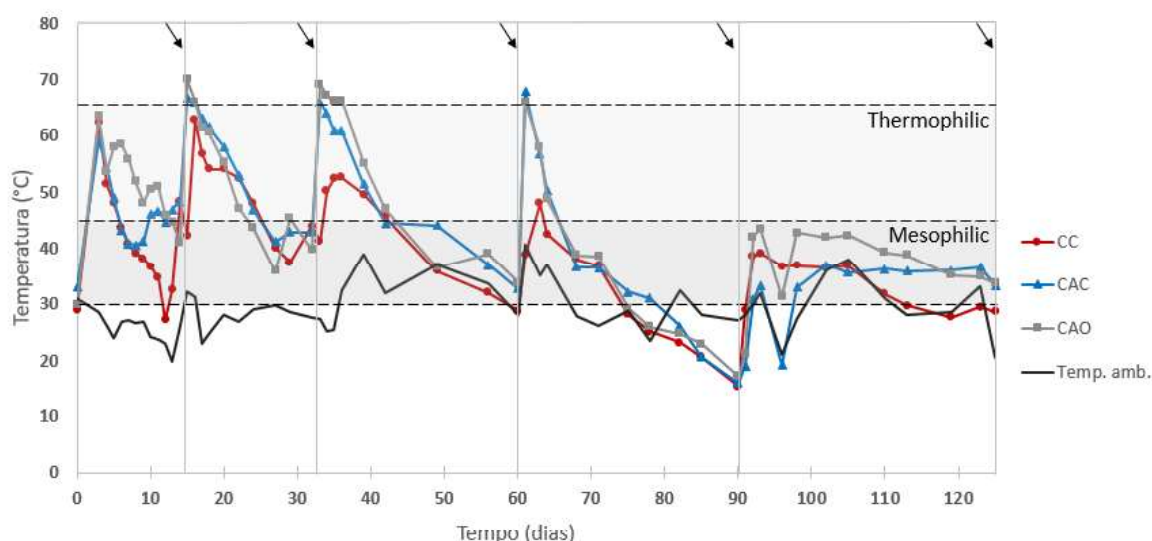


Figura 4. Temperatura durante o processo da compostagem. CC = Cama de cavalo; CAO = Cama de aviário orgânica; CAC = Cama de aviário convencional. Setas indicam pontos de coleta.

A fase termófila é essencial para a redução da contaminação microbiológica, eliminando as populações bacterianas oriundas dos resíduos orgânicos (HECK et al., 2013; MATOS, 2014). Segundo a resolução CONAMA 481/2017, o período de tempo e temperatura necessários para higienização dos resíduos sólidos orgânicos durante a compostagem em sistemas abertos é de 55°C durante 14 dias ou 65°C durante 3 dias (BRASIL, 2017).

A cama de aviário orgânica apresentou temperaturas acima de 65° C aos 33 dias de compostagem, permanecendo assim durante 4 dias consecutivos, enquanto a cama de aviário convencional, aos 15 dias de compostagem, apresentou temperaturas similares, se mantendo nessa faixa por 3 dias consecutivos. Já a cama de cavalo obteve temperatura máxima de 63°C, permanecendo nessa faixa somente durante 1 dia (16° dia). Assim, as camas de aviário apresentaram temperaturas ideais por períodos de tempos adequados para serem considerados higienizados segundo a legislação, enquanto que a cama de cavalo apresentou comportamento

próximo do que é considerado ideal. Sugere-se que as camas de aviário em comparação a cama de cavalo, chegaram a maiores temperaturas devido ao seu maior teor de nitrogênio, favorecendo o aumento da atividade biológica, e também em função da sua granulometria fina, formando pilhas com melhor distribuição de temperatura e menor perda de calor, enquanto que a cama de cavalo, por ser composta de material mais grosseiro, proporciona boa aeração e alcança altas temperaturas, no entanto, são mais sujeitos a perdas de calor (NASCIMENTO, 2010).

Após 68 dias, todos os materiais registraram temperaturas médias inferiores a 45° C, permanecendo até o final da compostagem na fase mesófila. Aos 125 dias foram registradas temperaturas entre 29 e 34 °C, próximas a temperatura ambiente, indicando o período de cura ou maturação. Segundo Kiehl (2004), a fase de maturação indica que o composto apresenta características físicas, químicas e biológicas ideais para ser utilizado como fertilizante orgânico. Segundo Bernal, Albuquerque e Moral (2009), além da temperatura, reduções no orgânico solúvel em água-C, NH-N, efeitos fitotóxicos, atividade microbiana e aumentos na humificação da matéria orgânica são indicadores da estabilização progressiva dos materiais de compostagem, levando a um grau aceitável de maturidade com base nos índices estabelecidos na literatura para compostos de diferentes origens.

Em relação a qualidade microbiológica do material, os resíduos frescos apresentaram elevada contaminação microbiana (superior a ordem 10^{17} NMP g⁻¹) (Tabela 1). Como esses resíduos apresentam dejetos animais em sua composição e os animais possuem elevada diversidade microbiana intestinal, tal comportamento já era esperado e reforça o risco de utilizar materiais frescos oriundos da produção animal na agricultura, uma vez que estes podem contaminar os vegetais que por sua vez, quando ingeridos, podem vir a contaminar os seres humanos e animais, tornando-se um problema de saúde pública. Essa problemática é reforçada por Kyakuwaire et al. (2019), que afirmaram que a aplicação direta da cama de aviário em solo agrícola pode ocasionar prejuízo à saúde animal, humana e ambiental.

Tabela 1. Número mais provável por grama (NMP g⁻¹) de coliformes termotolerantes, pesquisa de *Salmonella* sp. e quantificação de ovos viáveis de helmintos em resíduos provenientes da produção animal durante o processo de compostagem (0, 15, 30, 60, 90 e 120 dias). CC = Cama de cavalo; CAO = Cama de aviário orgânica; CAC = Cama de aviário convencional

	0	14	32	60	90	125	MAPA
Coliformes termotolerante (NMP/g)							
CC	> 1,6 x 10 ¹⁷	> 1,6 x 10 ¹⁷	1,6 x 10 ¹⁷	2,6 x 10 ¹¹	2,8 x 10 ¹³	2,7 x 10 ¹³	
CAO	> 1,6 x 10 ¹⁷	> 1,6 x 10 ¹⁷	1,6 x 10 ¹⁷	1,1 x 10 ¹⁷	4,3 x 10 ⁷	1,4 x 10 ⁷	≤1000
CAC	> 1,6 x 10 ¹⁷	> 1,6 x 10 ¹⁷	1,6 x 10 ¹⁷	1,6 x 10 ¹⁷	1,1 x 10 ¹⁵	3,2 x 10 ¹⁴	
<i>Salmonella</i>/10g							
CC	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	
CAO	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência
CAC	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	Ausência	
Ovos viáveis de helmintos/4g tipo Strongyloidea							
CC	3	1	0	0	0	0	
CAO	1	1	0	1	0	0	1
CAC	1	1	0	0	0	0	

Assim, a compostagem se torna uma alternativa para mitigar os riscos ambientais por meio da estabilização prévia dos resíduos para posterior utilização no solo como fertilizante (VALENTE et al., 2016). Em sistemas orgânicos de produção pode-se utilizar resíduos animais somente se estes forem bioestabilizados por meio do processo de compostagem (BRASIL,

2021). Além disso, segundo a legislação brasileira, compostos orgânicos devem apresentar limites máximos de contaminantes microbiológicos para serem utilizados na agricultura orgânica, sendo admitidos: 1000 número mais provável de coliformes termotolerantes por grama de matéria seca, 1 ovo viável de helminto por quatro gramas de sólidos totais e ausência de *Salmonella* sp em 10 gramas de matéria seca (BRASIL, 2021).

No presente estudo, durante o processo da compostagem houve redução de coliformes termotolerantes em todos os tratamentos. A cama de cavalo foi o único material que apresentou redução de coliformes termotolerantes aos 60 dias ($2,6 \times 10^{11}$ NMP g⁻¹), no entanto, aos 90 dias, essa carga apresentou uma certa elevação, chegando a $2,7 \times 10^{13}$ NMP g⁻¹, permanecendo assim até o final do processo. As camas de aviário apresentaram redução somente a partir de 90 dias.

Ao final do processo de compostagem, todos os materiais apresentaram redução significativa na carga de coliformes termotolerantes, chegando a 99,98; 100 e 99,80% para a cama de cavalo, cama de aviário orgânico e cama de aviário convencional, respectivamente. No entanto, apesar de tal redução, os valores permaneceram acima dos níveis permitidos pela legislação brasileira para utilização na agricultura orgânica (BRASIL, 2021), indicando que o composto oferece risco de transmissão de patógenos aos seres humanos e não pode ser utilizado de forma segura. Vale ressaltar que as camas de aviário apresentaram temperatura acima de 65°C durante três dias como indicado na legislação para higienização do material (BRASIL, 2017), contudo não foi suficiente para reduzir os coliformes termotolerantes a níveis aceitáveis para agricultura orgânica. Isso ocorreu provavelmente devido a elevada carga de coliformes presente na matéria prima.

Vasconcelos (2019) especula que a elevada contaminação por coliformes termotolerantes das matérias primas (em média $7,1 \times 10^4$ NMP g⁻¹) é a provável origem dessa mesma contaminação ao final do processo de compostagem de resíduos urbanos sem proteção de tela de sombreamento ($1,5 \times 10^3$ NMP g⁻¹) e sem revolvimento periódico ($1,0 \times 10^4$ NMP g⁻¹), indicando assim, tratamentos adicionais para reduzir a contaminação e viabilizar seu uso para fins agrícolas. Sá et al. (2014), ao avaliarem a dinâmica da população de coliformes durante a compostagem automatizada de dejetos líquidos de suínos, observaram que embora tenha ocorrido uma redução significativa (99,9 %) em relação ao NMP de coliformes fecais presentes originalmente nos dejetos, o resultado final ainda foi superior ao limite estabelecido pelo Ministério da agricultura, pecuária e abastecimento (MAPA) para compostos classe A. Em contrapartida, Souza et al. (2019) afirmaram que a compostagem foi eficiente na eliminação de coliformes termotolerantes em resíduos de caprinos e ovinos.

O principal reservatório de *Salmonella* é o trato intestinal de uma ampla variedade de animais domésticos, com ênfase para as aves (HUGAS; BELOEIL, 2014). Na cama de aviário, *Salmonella*, *E. coli* e coliformes são os contaminantes bacterianos mais prevalentes (KYAKUWAIRE et al., 2019). De acordo com Brasil (2011), *Salmonella* sp. é eliminada em grande número nas fezes. No entanto, este microrganismo esteve ausente desde o resíduo fresco até o composto final dos diferentes materiais. Segundo Lopes et al. (2014), a possibilidade da excreção intermitente desse microrganismo pelas aves em condições específicas pode justificar a baixa frequência de identificação de *Salmonella* sp. em amostras fecais. Além disso, a detecção desse patógeno em níveis muito baixos em cama de forração pode estar relacionada à concorrência com outros organismos (BARBOUR et al., 1999). Souza et al. (2019), ao analisarem características microbiológicas de compostagem de resíduos de caprinos e ovinos, observaram ausência de *Salmonella* durante todo o processo.

Em relação aos ovos de helmintos, esses apresentaram presença e quantidade bastante variável durante o processo da compostagem. Levando em consideração os resíduos frescos, a cama de cavalo apresentou maior quantidade de ovos de helmintos (3 ovos viáveis g⁻¹ tipo Strongyloidea) em relação as camas de aviário (1 ovo viável g⁻¹ tipo Strongyloidea). Os equinos são parasitados por mais de 90 espécies de helmintos, sendo os ovos destes parasitos excretados

nas fezes (ROBERTS; JANOVY JUNIOR, 2009). Ao verificarem a prevalência de parasitas em equinos, Godéski e Pedrassani (2018) constataram que todos os animais estudados apresentaram ovos de helmintos nos exames parasitológicos de fezes, entretanto a carga parasitária foi considerada baixa (102 ± 228 ovos g^{-1} de fezes). Salas-Romero et al. (2017) observaram elevada carga parasitária ao avaliar a excreção de ovos de helmintos em equinos, encontrando em média 1436 ovos g^{-1} de fezes. Em relação às aves, Melo et al. (2019) afirmaram que os helmintos são comumente relatados em infecções de aves silvestres. Eles parasitam, na maioria dos casos, o trato gastrointestinal das aves, liberando ovos junto às fezes dos hospedeiros (BOWMAN, 2014).

A partir de 32º dia, os ovos de helmintos não foram detectados na cama de cavalo e a cama de aviário convencional. Na cama de aviário orgânico foi detectado 1 ovo viável g^{-1} tipo Strongyloidea aos 60 dias, com efetiva eliminação de ovos de helmintos somente aos 90 dias. Assim, os compostos finais não apresentaram contaminação por ovos de helmintos. Isso ocorreu, possivelmente, devido à sua menor quantidade no resíduo fresco e à temperatura acima de 60 °C durante a compostagem. Tem sido relatado que temperaturas superiores a 55° C durante três dias é satisfatória para eliminação de ovos de helmintos (WICHUK; MCCARTNEY, 2007).

Assim, no presente trabalho, o processo de compostagem foi eficaz na eliminação de ovos de helmintos. Da mesma forma, Heck et al. (2013) descreveram ausência de *Salmonella* e de ovos de helmintos ao estudarem a qualidade microbiológica do composto final oriundo de resíduos sólidos. Corrêa et al. (2007) também relataram taxa de redução entre 93 e 100% do número de ovos de helmintos em amostras de lodo de esgoto compostado. Ademais, nossos resultados corroboram com os obtidos por Zhu et al. (2004) que observaram a eliminação de ovos de helmintos após 63 dias da compostagem de esterco suíno.

Embora os compostos do presente trabalho estejam de acordo com a regulamentação do MAPA em relação aos atributos *Salmonella* sp. e ovos de helmintos, o número mais provável (NMP) de coliformes termotolerantes apontou contagem superior à preconizada pela legislação, sugerindo que somente a compostagem, com pilhas reduzidas, não é suficiente para reduzir a carga microbiana até o limite preconizado. Contudo, cabe destacar que o tamanho da pilha interfere na troca de calor com o ambiente, influenciando a temperatura da mesma. Assim, pilhas maiores reduzem a superfície exposta ao ambiente e, conseqüentemente podem aumentar a eficiência da higienização do processo de compostagem.

Embora a utilização de resíduos animais na agricultura seja uma alternativa sustentável, ela precisa ser ambientalmente segura. Para tal, é necessário fazer uso de tratamentos que garantam sua higienização. A garantia da qualidade e da segurança na utilização desses resíduos na agricultura é importante para evitar a disseminação de bactérias patogênicas e conseqüentemente, um problema de saúde pública. Frente a isto, é necessário estudos que avaliem o emprego de técnicas adicionais que garantam a redução dos coliformes termotolerantes até o limite máximo estabelecido para agricultura orgânica, como a solarização (OZDEMIR et al., 2020).

3.6 CONCLUSÕES

A compostagem propicia uma redução expressiva na população de coliformes termotolerantes dos resíduos de cama de cavalo e cama de aviário orgânica e convencional, porém, os compostos finais apresentaram carga superior ao exigido pela legislação Brasileira vigente para agricultura orgânica.

O gênero *Salmonella* esteve ausente nos resíduos frescos e durante todo o período da compostagem.

A compostagem foi efetiva na eliminação de ovos viáveis de helmintos de todos os resíduos animais.

3.7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BARBOUR, E. K.; JURDI, L. H.; TALHOUK, R.; QATANANI, M.; EID, A.; SAKR, W.; BOULJIHAD, M.; SPASOJEVIC, R. Emergence of Salmonella enteritidis outbreaks in broiler chickens of Lebanon: epidemiologic markers and competitive exclusion control. **Revue Scientifique et Technique-Office International des Épizooties**, v. 18, p. 710-714, 1999.
- BERNAL, M. P.; ALBURQUERQUE, J. A.; MORAL, R. Composting of animal manures and chemical criteria for compost maturity assessment. A review. **Bioresource Technology**, v. 10, p. 5444-5453, 2009.
- BOWMAN, D. D. **Georgis' Parasitology for Veterinarians**. 10.ed. Saint Louis: Elsevier Health Sciences, 2014. 499 p.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria nº 52, de 15 de março de 2021. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, Edição 55, Seção 1, 2021.
- BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Conselho Nacional do Meio Ambiente. Resolução CONAMA nº 481, de 03 de outubro de 2017. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, Seção 1, 2017.
- CORRÊA, R. S.; FONSECA, Y. M. F.; CORRÊA, A. S. Produção de biossólido agrícola por meio da compostagem e vermicompostagem de lodo de esgoto. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 11, n. 4, p. 420-426, 2007.
- COSTA, A. M.; BORGES, E. N.; SILVA, A. de A.; NOLLA, A.; GUIMARÃES, E. C. Potencial de recuperação física de um latossolo vermelho, sob pastagem degradada, influenciado pela aplicação de cama de frango. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 33, p. 1991-1998, 2009.
- DIAS, J. E. **Monitoramento do uso da terra e dos níveis de nutrientes do solo no Sistema Integrado de Produção Agroecológica utilizando geoprocessamento**. 2007. 111 p. Tese (Doutorado em Fitotecnia) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2007.
- DUARTE, K. M. R.; PASQUALINI, A. A. Microbiologia de Compostagem: Novas abordagens. **Revista Faculdades do Saber**, v. 2, n. 4, p. 322-331, 2017.
- EMBRAPA. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Levantamento semidetalhado dos solos da área do Sistema Integrado de Produção Agroecológica (SIPA) – km 47-Seropédica, RJ**. Rio de Janeiro: Embrapa Solos 1999. CD-ROM (Embrapa Solos Boletim de Pesquisa, n 5).
- EU - European Parliament and of the Council. Regulation. (EC) No 1774/2002 of the, de 03 de outubro de 2002. **Official Journal**, L 273, 2002.
- FDA - Food and Drug Administration. Code of Federal Regulations Title 21/21CFR112.55. **Código de Regulamento Federal**, título 21, v. 2, 2018.

FIGUEIREDO, P. C.; SERRA-FREIRE, N. M.; GRISI, L. Eimerias de bovinos leiteiros no Estado do Rio de Janeiro: técnica de diagnóstico e espécies identificadas. **Atas Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, v. 24, p. 22-26, 1984.

GODÉSKI, A.; PEDRASSANI, D. Helmitos em equinos de cabana da cidade de São José dos Pinhais – PR. **Saúde e Meio Ambiente**, v. 7, n. 2, p. 22-30, 2018.

HAAPAPURO, E. R.; BARNARD, N. D.; SIMON, M. Animal waste used as livestock feed dangers to human health. **Preventive Medicine**, v. 26, n. 5, p. 599–602, 1997.

HADIN, Å.; ERIKSSON, O.; HILLMAN, K. A review of potential critical factors in horse keeping for anaerobic digestion of horse manure. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 65, p. 432-442, 2016.

HECK, K.; MARCO, E. G.; HAHN, A. B. B.; KLUGE, M.; SPILKI, F. R.; SAND, S. T. V. Temperatura de degradação de resíduos em processo de compostagem e qualidade microbiológica do composto final. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.17, n.1, p.54–59, 2013.

HOFFMAN, W. A.; PONS, J. A.; JANER, J. L. Sedimentation concentration method in schistosomiasis mansoni. **Puerto Rico Journal of Public Health and Tropical Medicine**, v. 9, p. 283-298, 1934.

HUGAS, M.; BELOEIL, P. A. Controlling Salmonella along the food chain in the European Union - Progress over the last ten years. **Eurosurveillance**, v. 19, n. 19, p. 1–4, 2014.

INACIO, C. T.; BETTIO, D. B. B.; MILLER, P. R. M. O papel da compostagem de resíduos orgânicos urbanos na mitigação de emissões de metano. **Embrapa Solos**. Rio de Janeiro, RJ, p. 22, 2010.

ISO 19250 - **International Organization for Standardization**. Water quality: Detection of *Salmonella* spp., 2010.

KIEHL, E. J. **Manual de compostagem: Maturação e qualidade do composto**. Piracicaba: USP, 2004.

KOMAR, S.; MISKEWITZ, R.; WESTENDORF, M.; WILLIAMS, C. A. Effects of bedding type on compost quality of equine stall waste: Implications for small horse farms. **Journal of Animal Science**, v. 90. p. 1069-1075, 2012.

KYAKUWAIRE, M., OLUPOT, G., AMODING, A., NKEDI-KIZZA, P., BASAMBA, T. A. How Safe is Chicken Litter for Land Application as an Organic Fertilizer? A Review. **International Journal of Environmental Research and Public Health**, v. 16, n. 19, p. 3521, 2019.

LARNEY, F. J.; BUCKLEY, K. E.; HAO, X.; MCCAUGHEY, W. P. Fresh, stockpiled, and composted beef cattle feedlot manure: Nutrient levels and mass balance estimates in Alberta and Manitoba. **Journal of Environmental Quality**, v. 35, p. 1844-1854, 2006.

LARNEY, F. J.; OLSON, A. F.; MILLER, J. J.; DEMAERE, P. R.; ZVMUYU, F.; MCALLISTER, T. A. Physical and chemical changes during composting of wood-chip bedded and straw-bedded beef cattle feedlot manure. **Journal of Environmental Quality**, v. 37, p. 725-735, 2008.

LOPES, E. S.; CARDOSO, W. M.; ALBUQUERQUE, A. H.; TEIXEIRA, R. S. C.; SALLES, R. P. R.; BEZERRA, W. G. A.; ROCHA E SILVA, R. C.; LIMA, S. V. G.; SALES, R. J. P. F.; VASCONCELOS, R. H. Isolation of Salmonella spp. in captive psittaciformes from zoos and a commercial establishment of Fortaleza, Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 66, n. 3, p. 965-968, 2014.

MATOS, A. T. **Tratamento e aproveitamento agrícola de resíduos sólidos**. Viçosa: Editora UFV, 2014. 241 p.

MELO, Y. J. O., OGLIARI, K., FERRAZ, H. T., OLIVEIRA, R. A.; AGUIAR, P. T. B. Ovos de helmintos encontrados em fezes de aves silvestres. **Enciclopédia Biosfera**, v. 16, n. 29, p. 1129-1148, 2019.

NASCIMENTO, A. B. **Processamento de resíduos sólidos urbanos por compostagem**. 2010. 64 f. Monografia (Graduação em Química) - Fundação Educacional do Município de Assis, 2010.

OIE – World Organisation for Animal Health. **One Health** (2020). Disponível em: <https://www.oie.int/en/forthe-media/onehealth/>. Acesso em: 07 fev. 2021.

OVIEDO-OCAÑA, E. R.; TORRES-LOZADA, P.; MARMOLEJO-REBELLON, L. F.; HOYOS, L. V.; GONZALES, S.; BARRENA, R.; KOMILIS, D.; SANCHEZ, A. Stability and maturity of biowaste composts derived by small municipalities: Correlation among physical, chemical and biological indices. **Waste Management**, v. 44, p. 63-71, 2015.

OZDEMIR, S.; YETILMEZSOY, K.; DEDE, G.; SAZAK, M. Application of solarization for sanitization of sewage sludge compost. **Journal of King Saud University-Science**, v. 32, n. 1, p. 443-449, 2020.

PAMPURO, N.; DINUCCIO, E.; BALSARI, P.; CAVALLO, E. Evaluation of two composting strategies for making pig slurry solid fraction suitable for pelletizing. **Atmospheric Pollution Research**, v. 7, p. 288-293, 2016.

PEREIRA, D. C.; NETO, A. W.; NÓBREGA, L. H. P. Adubação orgânica e algumas aplicações agrícolas. **Revista Varia Scientia Agrárias**, v. 3, n. 2, p. 159-174, 2013.

RICE, E. W.; BAIRD, R. B.; EATON, A. D.; BRIDGEWATER, L. L. **Standard methods for the examination of water and wastewater**. 23^o ed. American Public Health Association: Washington, DC, USA, 2017.

ROBERTS, L. S.; JANOVY JUNIOR, J. Basic Principles and Concepts II: Immunology and Pathology. In: SCHMIDT, J. G. D.; ROBERTS, L. S. **Foundations of Parasitology**, 2009, cap. 3, p. 25-42.

SÁ, M. F.; AITA, C.; DONEDA, A.; PUJOL, S. B.; CANTÚ, R. R.; JACQUES, I. V. C.; BASTIANI, G. G.; OLIVEIRA, P. D.; LOPES, P. D. Dinâmica da população de coliformes durante a compostagem automatizada de dejetos líquidos de suínos. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 66, n. 4, p. 1197-1206, 2014.

SALAS-ROMERO, J.; GÓMEZ-CABRERA, K. A.; AGUILERA-VALLE, L. A.; BERTOT, J. A.; SALAS, J. E.; ARENAL, A.; NIELSEN, M. K. Helminth egg excretion in horses kept under tropical conditions - Prevalence, distribution and risk factors. **Veterinary Parasitology**, v. 243, p. 256-259, 2017.

SAMPAIO, C. P.; MAGALHÃES, B. B. V.; MIRANDA, E. H. C. Projeto de tratamento de carcaças de animais utilizando a compostagem. **Singular Meio Ambiente e Agrárias**, v. 1, n. 1, p. 45-48, 2019.

SÁNCHEZ, A.; ARTOLA, A.; FONT, X.; GEA, T.; BARRENA, R.; GABRIEL, D.; SANCHES-MONEDERO, M. A.; ROING, A.; CAYUELA, M. L.; MONDINI, C. Greenhouse gas from organic waste composting: emissions and measurement. In: LICHTFOUSE, E.; SCHWARZBAUER, J.; ROBERT, D. **CO₂ Sequestration, Biofuels and Depollution**. Springer, 2015, p. 33-70.

SCHNEIDER, V. E.; PERESIN, D.; TRENTIN, A. C.; BORTOLIN, T. A.; SAMBUICHI, R. H. R. Diagnóstico dos resíduos orgânicos do setor agrossilvopastoril e agroindustriais associadas. **IPEA**, 2012.

SOULSBY, E. J. L. **Parasitología y enfermedades parasitarias em los animales domésticos**. 7ª ed., Editora Interamericana, 1987, 823 p.

SOUZA, G. H. R.; RODRIGUES, G. A. O tratamento da cama de equinos através do processo de compostagem. **Revista Interface Tecnológica**, v. 14, n. 2, p. 100-110, 2017.

SOUZA, H. A.; OLIVEIRA, E. L.; FACCIOLI-MARTINS, P. Y.; SANTIAGO, L.; PRIMO, A. A.; MELO, M. D.; PEREIRA, G. A. C. Características físicas e microbiológicas de compostagem de resíduos animais. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 71, n. 1, p. 291-302, 2019.

VALENTE, B. S.; XAVIER, E. G.; LOPES, M.; PEREIRA, H. da S.; ROLL, V. F. B. Compostagem e vermicompostagem de dejetos líquidos de bovinos leiteiros e cama aviária. **Archivos de Zootecnia**, v. 65, n. 249, p. 79-88, 2016.

VASCONCELOS, C. V. **Caracterização e tratamento do composto orgânico de resíduos urbanos de Belo Horizonte-MG para a utilização em ações de Agricultura Urbana**. 2019. 62 f. Dissertação (Mestrado em Agricultura orgânica) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. 2019.

VIRTUOSO, M. C. S.; OLIVEIRA, D. G.; DIAS, L. N. S.; FAGUNDES, P. S. F.; LEITE, P. R. S. C. Reutilização da cama de frango. **Revista Eletrônica Nutritime**, v. 12, n. 2, p. 3964–3979, 2015.

WICHUK, K. M.; MCCARTNEY, D. A review of the effectiveness of current time–temperature regulations on pathogen inactivation during composting. **Journal of Environmental Engineering and Science**, v. 6, n. 5, p. 573-586, 2007.

ZAJAC, A. M.; CONBOY, G. A. **Veterinary Clinical Parasitology**. 8^a ed., John Wiley & Sons Inc., 2012, 354 p.

ZHU, N.; CHANGYAN, D.; YUANZHU, X.; HUIYUE, Q. Performance characteristics of three aeration systems in the swine manure composting. **Bioresource Technology**, Oxford, v. 95, n. 3, p. 319-326, 2004.

4. CAPÍTULO II

PESQUISA DE BACTÉRIAS DA ORDEM ENTEROBACTERIALES E PERFIL DE RESISTÊNCIA A ANTIMICROBIANOS DURANTE O PROCESSO DE COMPOSTAGEM DE RESÍDUOS PROVENIENTES DA PRODUÇÃO ANIMAL

4.1 RESUMO

Resíduos provenientes da produção animal são amplamente utilizados na agricultura. E, embora proporcione benefícios ao solo e conseqüentemente às plantas, se não manejados de forma adequada, podem ser um veículo de contaminação ambiental pois contêm microrganismos patogênicos e determinantes de resistência antimicrobiana. Assim, quando utilizados como fertilizante orgânico, os contaminantes existentes nos resíduos podem persistir e se acumular no solo, podendo transferir resistência para bactérias comensais e patogênicas de humanos e animais. Nesse viés, técnicas de manejo, como a compostagem, podem ser promissoras para reduzir e/ou eliminar esses contaminantes. Baseado nisso, este trabalho teve como objetivo pesquisar bactérias da ordem Enterobacterales e seu respectivo perfil de resistência antimicrobiana durante a compostagem da cama de cavalo e camas de aviário provenientes dos sistemas orgânico e convencional de produção. Cepas bacterianas foram isoladas nos meios sólido *Salmonella-Shigella* e Eosina Azul de Metileno a partir de resíduos animais durante o processo de compostagem que foi conduzido por um período de 125 dias. Após isoladas, as cepas foram identificadas pela técnica MALDI-TOF e, em seguida, foi realizado o ensaio de difusão em disco para detecção fenotípica da resistência aos antimicrobianos. Foram isoladas 158 cepas bacterianas durante o processo de compostagem dos três resíduos. A família Enterobacteriaceae foi a mais abundante e *Proteus mirabilis* e *Escherichia coli* foram as espécies com maior percentual nos resíduos e as que apresentaram multirresistência. As bactérias *Klebsiella pneumoniae* e *P. mirabilis*, ambas com potencial patogênico, foram encontradas durante toda compostagem. Apesar da compostagem ter sido efetiva na eliminação das cepas de *E. coli*, a presença de *P. mirabilis* com perfil de multirresistência no composto final representa um risco a saúde pública. Os resultados obtidos reforçam que os resíduos animais são reservatórios de bactérias patogênicas e resistentes a antimicrobianos e apontam para a importância do desenvolvimento de estratégias de manejo que visem a redução e/ou eliminação desses contaminantes de modo que garanta sua utilização segura na agricultura.

Palavras-chave: Fertilizantes agrícolas. Resíduos animais. Resistência bacteriana. Saúde pública.

4.2 ABSTRACT

Animal production wastes are widely used in agriculture because their soil and plant benefits, although if improperly managed, can be a vehicle of environmental contamination with pathogenic microorganisms and antimicrobial resistance determinants. Thus, the animal production wastes used as organic fertilizer can contain contaminants that persist and accumulate in the soil, transferring resistance to commensal and pathogenic bacteria of humans and animals. In this way, management techniques, such as composting, can be promising to reduce and/or eliminate these contaminants. This work aimed to evaluate bacteria of the order Enterobacteriales and their respective antimicrobial resistance profile during the composting of horse and poultry beds from organic and conventional production systems. Bacterial strains were isolated in solid media *Salmonella-Shigella* and Eosina Methylene Blue from animal wastes during the composting process for 125 days. After isolation, the bacterial strains were identified by the MALDI-TOF technique and, then the disk diffusion test was performed for phenotypic detection of antimicrobial resistance. One hundred fifty-eight bacterial strains were isolated during the composting process from the three wastes. The Enterobacteriaceae family was the most abundant, and *Proteus mirabilis* and *Escherichia coli* were the species with the highest percentage in the residues and those that presented multidrug resistance. *Klebsiella pneumoniae* and *P. mirabilis*, both with pathogenic potential, were found throughout the composting process. However, composting was effective in eliminating *E. coli* strains, the presence of *P. mirabilis* with a multidrug resistance profile in the final compost represents a public health risk. The results reinforce that animal wastes are reservoirs of pathogenic bacteria and are resistant to antimicrobials and point to the importance of developing management strategies aimed at reducing and / or eliminating these contaminants in order to guarantee their safe use in agriculture.

Key words: Organic compost. Animal wastes. Bacterial resistance. Public health.

4.3 INTRODUÇÃO

Resíduos provenientes da produção animal são largamente utilizados na produção agrícola. A grande vantagem da utilização destes resíduos como fertilizantes orgânicos relaciona-se com o fornecimento de nutrientes e/ou com benefícios ligados ao seu conteúdo orgânico, que pode manter, ou mesmo elevar, o teor de matéria orgânica do solo (PIRES; MATTIAZZO, 2008).

Os resíduos animais contêm uma série de microrganismos comuns do trato gastrointestinal dos animais, sendo que alguns podem ser patogênicos, como *Salmonella*, *Streptococcus*, *Escherichia*, *Campylobacter* e *Bacillus* (BURTON; TURNER, 2003). Essas bactérias têm o potencial de causar doenças em seres humanos e uma vez presente nos resíduos, podem ser transferidas ao solo. Além de veicular patógenos, os resíduos animais também podem conter genes de resistência, bactérias resistentes e até mesmo concentrações de antimicrobianos que não foram completamente metabolizados pelo animal (CHIESA et al., 2015).

Assim, os resíduos animais, quando aplicados no solo, podem carrear bactérias patogênicas, bactérias resistentes e genes de resistência a antimicrobianos, o que pode ocasionar alterações no perfil da população bacteriana e no resistoma ambiental, afetando os ciclos biogeoquímicos e favorecendo a transferência de genes de resistência para bactérias comensais e patogênicas de humanos e animais (HOELZER et al., 2017; WELLINGTON et al., 2013).

Dessa forma, se não forem manejados adequadamente, quando dispostos no meio ambiente, os resíduos animais podem ocasionar consequências indesejáveis, como riscos de contaminação e problemas de saúde pública (FUJII et al., 2014). Nesse viés, técnicas de manejo, como a compostagem, tem sido amplamente utilizadas pelos agricultores por resultar em matéria orgânica mais estabilizada, sendo eficiente quanto à degradação de substâncias tóxicas, concentração de nutrientes, valorização orgânica dos resíduos, redução de massa e volume do resíduo e, redução de patógenos (COSTA et al., 2009; LARNEY et al., 2006; LARNEY et al., 2008; SÁ et al., 2014). Além de tais vantagens, a compostagem pode ser uma técnica promissora para reduzir e/ou eliminar determinantes de resistência a antimicrobianos existentes nos resíduos animais.

Desse modo, o objetivo desse trabalho foi pesquisar bactérias da ordem Enterobacteriales e seu respectivo perfil de resistência antimicrobiana durante a compostagem da cama de cavalo e camas de aviário provenientes dos sistemas orgânico e convencional de produção.

4.4 MATERIAL E MÉTODOS

4.4.1 Origem dos Resíduos Provenientes da Produção Animal

Os resíduos animais foram adquiridos em setembro de 2019. A cama de cavalo foi proveniente de um haras localizado em Nova Friburgo (22°17'S e 42°32'W), região Serrana do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. As amostras de cama de aviário foram provenientes de uma granja que adota o sistema de produção orgânico em São José do Vale do Rio Preto (22°09'S e 42°55'W), e de uma granja que adota o sistema de produção convencional em Nova Friburgo (22°17'S e 42°32'W), ambos na região Serrana do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. Após a coleta, os materiais foram acondicionados em sacos e transportados até o Sistema Integrado de Produção Agroecológica (SIPA), uma parceria da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ), Empresa de Pesquisa Agropecuária do Estado do Rio de Janeiro (Pesagro) e Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA), onde foi conduzido o experimento de compostagem.

4.4.2 Montagem, Condução da Compostagem e Coleta de Amostras

O experimento da compostagem foi conduzido no período de outubro de 2019 a março de 2020 no Sistema Integrado de Produção Agroecológica (SIPA), localizado no município de Seropédica, região metropolitana do estado do Rio de Janeiro, entre as coordenadas 22°46'S e 43°41'W (DIAS, 2007). O clima é quente e úmido, classificado como Aw, com o domínio de altas temperaturas no verão e amenas no inverno, temperatura média anual de 24,5°C, com chuvas concentradas de novembro a março e precipitação anual média de 1213 mm (EMBRAPA, 1999).

Em um galpão coberto foram confeccionadas três pilhas para cada tipo de resíduo, sendo eles, cama de cavalo (CC), cama de aviário convencional (CAC) e cama de aviário orgânico (CAO). As pilhas foram montadas com formato cilíndrico e dimensões aproximadas de 1 metro de altura por 1,20 metros de diâmetro, onde o material foi acondicionado em telas de viveiro para melhor otimização do espaço e manutenção ao longo do processo.

A compostagem foi conduzida por um período de 125 dias. A avaliação de temperatura foi realizada diariamente nas duas primeiras semanas e, posteriormente, em dias alternados até a estabilização do material, utilizando-se um termômetro digital do tipo culinário inserido a 20 cm de profundidade em três pontos de cada pilha. As camas de aviário apresentaram temperaturas ideais por períodos de tempos adequados (65°C durante 3-4 dias) para serem considerados higienizados segundo a legislação (55°C durante 14 dias ou 65°C durante 3 dias), enquanto a cama de cavalo apresentou comportamento próximo do que é considerado ideal (63°C durante 1 dia). O material foi irrigado para manter a umidade em valores próximos de 55%, 45% e 45% para cama de cavalo, cama de aviário orgânico e cama de aviário convencional, respectivamente. Estes valores de umidade foram estipulados com base na facilidade de manejo e na composição do material.

As amostras foram coletadas nos tempos 0, 14, 32, 60, 90 e 125 dias, sendo obtidas a partir de três amostras simples coletadas no momento do revolvimento da pilha e em posições equidistantes das demais amostragens. Estas amostras foram misturadas, formando amostras compostas, e em seguida, acondicionadas em sacos plásticos e transportadas ao Laboratório de Diversidade Microbiana do Instituto de Veterinária da UFRRJ.

4.4.3 Origem, Isolamento e Manutenção das Bactérias

Cerca de 10 g de cada amostra de resíduos foi adicionada à 90 mL de água peptonada 0,1% para pesquisa de *Salmonella* e quantificação de coliformes termotolerantes (ISO, 2010; RICE et al., 2017). Para pesquisa de *Salmonella*, uma alíquota do caldo Tetrationato foi semeada em Ágar *Salmonella-Shigella* (SS). Para a quantificação de coliformes termotolerantes, uma alíquota do caldo *Escherichia coli* (EC) foi semeada no meio Eosina Azul de Metileno (EMB). Foi obtido um total de 47 cepas a partir do meio SS e 111 cepas a partir do meio EMB, totalizando 158 bactérias que foram estocadas em caldo Brain Heart Infusion (BHI) e Ágar Estoque e armazenadas a -20°C para posteriores avaliações.

4.4.4 Identificação de Bactérias

As cepas bacterianas isoladas a partir do material de compostagem foram identificadas quanto a espécie pela técnica do Tempo de Vôo de Ionização/Desorção por Laser Assistida por Matriz (MALDI-TOF) no Laboratório Integrado de Microbiologia (LIM), Instituto de Microbiologia Paulo Góes da Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ).

As amostras foram reativadas em ágar CLED a 37 °C por 24 horas. Cada cultura bacteriana foi transferida para a microplaca (96 MSP, Bruker - Billerica, EUA) e, ao sedimento bacteriano, foi adicionada uma solução de lise (ácido fórmico 70%, Sigma-Aldrich®) em quantidade suficiente para cobri-lo. Em seguida, 1 µL de solução da matriz (ácido alfa-ciano-4-hidroxi-cinâmico diluído em acetonitrila 50% e ácido trifluoracético 2,5%, Sigma-Aldrich®) foi utilizado para cobrir o extrato bacteriano, para finalmente ser processado. Os espectros de cada amostra foram gerados 18 em um espectrômetro de massa (MALDI-TOF LT Microflex Bruker, Bruker®) equipado com laser de 337 nm de nitrogênio no modo linear controlado pelo programa FlexControl 3.3 (Bruker®). Os espectros foram coletados na faixa de massas entre 2.000-20.000 m/s e posteriormente, analisados pelo programa MALDI Biotyper 2.0 (Bruker®), com as configurações padronizadas para identificação bacteriana. O programa confronta os espectros da amostra desconhecida com amostras de referência em um banco de dados.

Os resultados obtidos variam em uma escala que vai de zero a três, sendo que quanto maior o valor, mais confiável é a identificação. Considerou-se como uma identificação aceitável aquelas que apresentaram valores ≥ 2.000 , indicando, de acordo com o FlexControl software 3.3, como uma identificação segura de gênero e provável de espécie.

4.4.5 Detecção Fenotípica da Resistência aos Antimicrobianos

Os testes de detecção fenotípica da resistência foram executados conforme os padrões estabelecidos pelo Brazilian Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing (BRCAST, 2017). Assim, foi preparado um inóculo contendo $1,5 \times 10^8$ células/mL, ajustados segundo a escala 0,5 de McFarland. Em seguida, foi realizado o ensaio de difusão em disco, distribuindo a suspensão bacteriana (0,1 mL) por toda a superfície de placas de ágar Mueller Hinton, onde foram depositados os discos dos antimicrobianos. Após incubação por 18 horas a 35 °C, os diâmetros formados ao redor do disco foram medidos, em milímetros (Figura 1).



Figura 1. Halos formados após o período de incubação do ensaio de difusão em disco. Acervo pessoal.

Os antimicrobianos testados em cada família são apresentados na tabela 1. Para interpretação dos resultados foram considerados os pontos de corte estabelecidos pelo Brazilian Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing e Clinical and Laboratory Standards Institute (BRCAS, 2019; CLSI, 2020).

Tabela 1. Antimicrobianos utilizados nos ensaios de difusão em disco

	Enterobacteriaceae	Morganellaceae	Pseudomonadaceae	Moraxellaceae
AMC	T	T	NT	NT
AMP	T	T	NT	NT
ATM	T	T	T	NT
CAZ	T	T	T	T
CFO	T	T	NT	NT
CIP	T	T	NT	T
COM	T	T	T	T
GEN	T	T	T	T
IPM	T	T	T	T
PPT	NT	NT	T	T
SUT	T	T	NT	T
TET	T	T	NT	T

* AMC- Amoxicilina+ácido clavulânico, AMP- Ampicilina, ATM- Aztreonam, CPM- Cefepime, CFO- Cefoxitina, CAZ- Ceftazidima, CIP- Ciprofloxacina, GEN- Gentamicina, IMP- Imipenem, PPT – piperacilina+tazobactam, SUT- Sulfametoxazol + trimetoprim e TET- Tetraciclina. T- Testado e NT- Não testado.

4.5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

As 158 cepas bacterianas isoladas nos meios SS e EMB durante o processo de compostagem da cama de aviário orgânica e convencional e da cama de cavalo foram distribuídas em quatro famílias (Enterobacteriaceae, Morganellaceae, Pseudomonadaceae e Moraxellaceae) (Figura 2) e dez gêneros (*Acinetobacter*, *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Escherichia*, *Klebsiella*, *Morganella*, *Proteus*, *Providencia*, *Pseudomonas* e *Serratia*) (Tabela 2). Vale ressaltar que das 47 cepas bacterianas isoladas no meio SS, 1 foi identificada como *Escherichia coli*, 1 como *Klebsiella aerogenes*, 7 como *Citrobacter freundii* e 39 como *Proteus mirabilis*. Assim, todas as *Citrobacter freundii* e *Proteus mirabilis* avaliadas no presente estudo foram oriundas do meio SS. Apesar desse meio ser altamente seletivo para o isolamento de *Salmonella* sp. e algumas espécies de *Shigella*, *Proteus mirabilis* é facilmente detectado e possui a mesma morfologia típica das colônias de *Salmonella*, ou seja, colônias incolores com centro preto (DICKINSON, 2013).

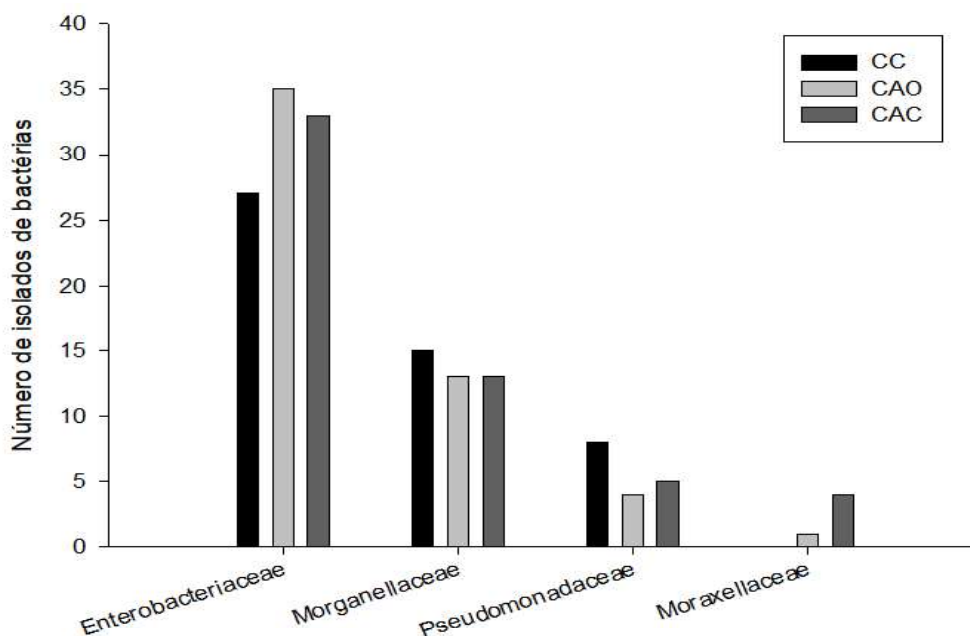


Figura 2. Distribuição de isolados de bactérias por família em função do resíduo animal. CC- Cama de cavalo, CAO- Cama de aviário orgânica, CAC- Cama de aviário convencional.

As camas de aviário, independente do sistema de produção, apresentaram as mesmas famílias, enquanto na cama de cavalo apenas a família Moraxellaceae esteve ausente. A família Enterobacteriaceae foi a mais abundante, representando cerca de 60% (95/158) dos isolados presentes nos resíduos avaliados (Figura 2 e Tabela 2). Essa prevalência é relacionada ao fato de que as espécies desta família habitam comensalmente o trato gastrointestinal de animais (OLIVEIRA et al., 2015). As camas contêm excrementos fecais, portanto a análise microbiológica deste resíduo reflete a composição da microbiota intestinal dos animais. Virtuoso et al. (2015) afirma que na cama de aviário, grande parte das bactérias presentes pertencem a atual Ordem Enterobacterales. Segundo ZHU et al. (2002), o ceco de frangos normais apresenta uma vasta microbiota, com destaque para as espécies desta família. Além disso, as aves têm sido consideradas como importante fonte de disseminação de bactérias intestinais para o meio ambiente e deste para o homem (BARRA et al., 2010).

Tabela 2. Prevalência bacteriana durante a compostagem de cama de cavalo (CC), cama de aviário orgânica (CAO) e cama de aviário convencional (CAC)

Resíduo	Famílias identificadas	Espécies identificadas
CC (N=50)	Enterobacteriaceae (54%, n=27)	<i>Citrobacter amalonaticus</i> (2%, n=1)
		<i>Citrobacter freundii</i> (2%, n=1)
		<i>Enterobacter asburiae</i> (2%, n=1)
		<i>Enterobacter cloacae</i> (2%, n=1)
		<i>Escherichia coli</i> (24%, n=12)
	<i>Klebsiella pneumoniae</i> (22%, n=11)	
Morganellaceae (30%, n=15)	<i>Morganella morganii</i> (2%, n=1)	
	<i>Proteus mirabilis</i> (28%, n=14)	
Pseudomonadaceae (16%, n=8)	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> (16%, n=8)	
CAO (N=53)	Enterobacteriaceae (66%, n=35)	<i>Citrobacter freundii</i> (3,77%, n=2)
		<i>Enterobacter asburiae</i> (1,89%, n=1)
		<i>Enterobacter cloacae</i> (11,32%, n=6)
		<i>Enterobacter kobei</i> (1,89%, n=1)
		<i>Escherichia coli</i> (22,64%, n=12)
		<i>Klebsiella pneumoniae</i> (11,32%, n=6)
	<i>Klebsiella variicola</i> (7,55%, n=4)	
<i>Serratia marcescens</i> (5,66%, n=3)		
Moraxellaceae (2%, n=1)	<i>Acinetobacter baumannii</i> (1,89%, n=1)	
Morganellaceae (24,5%, n=13)	<i>Proteus mirabilis</i> (24,53%, n=13)	
Pseudomonadaceae (7,5%, n=4)	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> (7,55%, n=4)	
CAC (N=55)	Enterobacteriaceae (60%, n=33)	<i>Citrobacter freundii</i> (7,27%, n=4)
		<i>Enterobacter asburiae</i> (1,82%, n=1)
		<i>Enterobacter cloacae</i> (10,91%, n=6)
		<i>Escherichia coli</i> (23,64%, n=13)
		<i>Klebsiella aerogenes</i> (5,45%, n=3)
	<i>Klebsiella pneumoniae</i> (10,91%, n=6)	
	Moraxellaceae (7%, n=4)	<i>Acinetobacter baumannii</i> (7,27%, n=4)
Morganellaceae (22%, n=13)	<i>Proteus mirabilis</i> (21,82%, n=12)	
	<i>Providencia stuartii</i> (1,82%, n=1)	
Pseudomonadaceae (9%, n=5)	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> (9,09%, n=5)	

As espécies de bactérias com maior percentual nos resíduos foram *Proteus mirabilis* e *Escherichia coli*, com percentual de 24,68% (39/158) e 23,41% (37/158), respectivamente. Ambas espécies já foram relatadas em fezes de diversos animais (CULL et al., 2017; HU et al., 2017; MOTTA et al., 2012; PEREIRA et al., 2009). Abraão et al. (2018), ao caracterizar a população de bactérias intestinais de vacas, ovinos, equinos e suínos, relataram que *E. coli* foi a espécie que apresentou maior ocorrência estando presente em amostras de todos os animais analisados. Em cavalos, Maia et al. (2010) identificou a predominância de *E. coli*, *Klebsiella pneumoniae* e *Serratia rubideae*. No presente trabalho, *K. pneumoniae* foi a terceira espécie predominante na cama de cavalo (22%).

Chung et al. (2016), ao avaliar a frequência de *E. coli* em amostras associadas a cavalos, detectaram essa bactéria em 8% (51/637) das amostras fecais de cavalo e 26,3% (3/11) das amostras de cama de cavalo. Dhanarani et al. (2009) e Omeira et al. (2006) observaram que *E. coli* representava 12,5% e 42% do total de bactérias presentes nas camas de aviário, respectivamente, e ambos os estudos trabalharam com métodos tradicionais de cultivo microbiológico. Corrêa (2013), ao avaliar 13 amostras de cama de aviário, detectou *E. coli* em 92,3% (12/13) das amostras e *Pseudomonas spp.* em 7,7% das amostras (1/13). Segundo Lu et

al. (2003), altos índices de *E. coli* já são esperados em cama de frangos, uma vez que a microbiota desse resíduo é bastante semelhante à composição do conteúdo do íleo dos frangos, devido ao contínuo aporte de material fecal, secreções e descamações das aves durante o ciclo de criação.

As espécies *Proteus mirabilis*, *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Enterobacter cloacae*, *Citrobacter freundii* e *Enterobacter asburiae* estiveram presentes em todos os resíduos avaliados (Figura 3). Chernaki-Leffer et al. (2002), ao isolar enterobactérias de cama de aviário, relatou a ocorrência de *Proteus vulgaris*, *P. mirabilis*, *E. coli* e *Enterobacter agglomerans*, sendo a maior predominância as espécies do gênero *Proteus*.

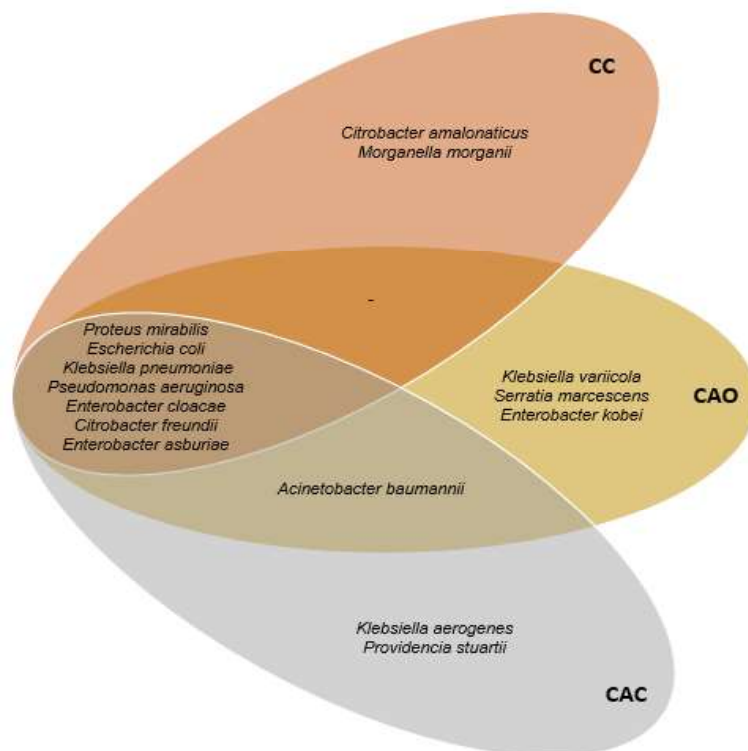


Figura 3. Distribuição de espécies de bactérias por resíduo proveniente da produção animal. CC- Cama de cavalo, CAO- Cama de aviário orgânica, CAC- Cama de aviário convencional. *Ordem da mais abundante para menos abundante.

As espécies *Klebsiella variicola*, *Serratia marcescens* e *Enterobacter kobei* foram exclusivas da cama de aviário orgânica. *Klebsiella aerogenes* e *Providencia stuartii* foram exclusivas da cama de aviário convencional e, *Citrobacter amalonaticus* e *Morganella morganii* foram espécies exclusivas da cama de cavalo. *Acinetobacter baumannii* foi a única espécie isolada somente nas camas de aviário. Apesar de tal resultado, essa espécie já foi relada em equinos (SFACIOTTE et al., 2014). Nos últimos anos, *Acinetobacter baumannii*, espécie com potencial patogênico, tornou-se uma preocupação emergente de saúde pública por estar frequentemente associada a multirresistência aos antimicrobianos, o que pode resultar em redução da eficácia do tratamento e aumento das taxas de mortalidade (KURIHARA et al., 2020; NASR, 2020; ZHOU et al., 2019).

A maioria das bactérias identificadas no presente estudo fazem parte da microbiota comensal do trato gastrointestinal dos animais, entretanto algumas podem apresentar fatores de virulência que representem riscos de patogenicidade, oportunista ou regular, ao homem. De acordo com o Centro de Controle e Prevenção de Doenças (CDC, 2019a), as enterobactérias, grupo predominante nos resíduos avaliados neste trabalho, podem causar infecções, incluindo

pneumonia, infecções da corrente sanguínea, infecções do trato urinário e meningite. Essas bactérias podem ser disseminadas no ambiente através dos excrementos dos animais e quando estes são utilizados na agricultura, podem modificar o resistoma ambiental, além de contaminar os vegetais que por sua vez, ao serem ingeridos *in natura*, podem causar infecções em seres humanos e animais.

No curto período de outubro a dezembro de 2018, foram reportados 62 e 29 casos de surtos causados pelo consumo de alface romana contaminada por *E. coli*, respectivamente, nos Estados Unidos e no Canadá (CDC, 2019b; PHAC, 2019). Ao avaliar Enterobacteriaceae em alface americana, Osaili et al. (2018) observaram a predominância das espécies *Klebsiella pneumoniae* (43,33%) e *Enterobacter cloacae* (36,67%). Segundo Said et al. (2015), a quantidade de bactérias nas hortaliças podem aumentar quando se emprega fertilizantes orgânicos. Assim, os resíduos animais são possíveis reservatórios de bactérias patogênicas e, quando não tratado adequadamente, pode ser uma fonte relevante de contaminação, ocasionando problemas de saúde pública. Tal fato reforça a importância de técnicas de manejo que assegurem a utilização desses resíduos. A redução da carga microbiana ou eliminação de patógenos nos resíduos animais pode ser obtida pela compostagem.

Aos 120 dias de compostagem, as espécies *Citrobacter amalonaticus*, *Enterobacter asburiae*, *Enterobacter kobei* e *Escherichia coli* já não foram mais detectadas (Tabela 3). Já as bactérias *Klebsiella pneumoniae* e *Proteus mirabilis* foram encontradas durante todo o período de compostagem. Todas as outras bactérias apresentaram comportamento variável. Baseado no regulamento técnico da Portaria nº 52, de 15 de março de 2021, do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, os principais indicadores de contaminação de compostos orgânicos são: *Salmonella* e coliformes termotolerantes, com ênfase para a *E. coli* (BRASIL, 2021).

Apesar do gênero *Salmonella* não ter sido detectado nos resíduos e a compostagem ter sido efetiva na eliminação de *E. coli*, bactérias como *Klebsiella pneumoniae* e *Proteus mirabilis* ainda estavam presentes no resíduo final. Uma vez que essas bactérias tem potencial patogênico, podendo estar implicadas em uma variedade de infecções humanas (MIRYALA; ANBARASU; RAMAIAH, 2021; VADING et al., 2018), sua presença no composto final representa uma fonte de preocupação e reforça a importância de estudos aprofundados sobre o efeito da compostagem na eliminação de patógenos, assim como uma reavaliação dos parâmetros de qualidade sanitária do composto final.

Além da disseminação de bactérias com potencial patogênico, outra abordagem importante a ser levada em consideração na utilização de resíduos animais, é a potencial contribuição ao fenômeno da resistência a antimicrobianos. Os isolados da família Enterobacteriaceae, a mais abundante nos resíduos avaliados, apresentaram elevado percentual de resistência aos antimicrobianos beta-lactâmicos ampicilina (45,3%, 43/95) e amoxicilina+ácido clavulâmico (34,7%, 33/95) (Tabela 4). É importante considerar que estas bactérias podem representar um reservatório de genes de resistência, e que sua dispersão no meio pode acarretar a distribuição para cepas sensíveis, ampliando o espectro dessa resistência, e que em contato com humanos e animais podem ocasionar infecções com maior chance de fracasso terapêutico (HAWKEY; JONES, 2009; HUANG et al., 2012). Martins et al. (2019), ao avaliar a resistência a antimicrobianos de enterobactérias isoladas de águas, verificaram que mais da metade das amostras de enterobactérias foram resistentes a pelo menos uma classe de antimicrobianos.

Tabela 3. Espécies de bactérias isoladas de cama de cavalo (CC), cama de aviário orgânica (CAO) e cama de aviário convencional (CAC) ao longo do processo de compostagem (0, 15, 30, 60, 90 e 120 dias)

Espécies de bactérias	CC						CAO						CAC					
	0	15	30	60	90	120	0	15	30	60	90	120	0	15	30	60	90	120
<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	1	1	-	-	2	-
<i>Citrobacter amalonaticus</i>	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Citrobacter freundii</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	1	-	1	-	-	-	2	1	1
<i>Enterobacter asburiae</i>	1	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-
<i>Enterobacter cloacae</i>	-	-	-	-	1	-	1	4	-	1	-	-	1	-	1	-	1	3
<i>Enterobacter kobei</i>	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Escherichia coli</i>	7	1	4	-	-	-	5	2	3	1	1	-	7	2	4	-	-	-
<i>Klebsiella aerogenes</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	-	-
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	1	2	3	3	1	1	-	1	3	1	-	1	-	1	1	1	-	3
<i>Klebsiella variicola</i>	-	-	-	-	-	-	3	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-
<i>Morganella morganii</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Proteus mirabilis</i>	-	4	3	3	2	2	2	2	3	2	3	1	2	3	3	1	2	1
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	-	3	-	1	4	-	-	-	1	1	2	-	1	1	2	-	1
<i>Providencia stuartii</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-
<i>Serratia marcescens</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	2	-	-	-	-	-	-

Tabela 4. Percentual de resistência de espécies de bactérias isoladas de cama de cavalo, cama de aviário orgânica e cama de aviário convencional

	Enterobacteriaceae (95)	Morganellaceae (41)	Pseudomonadaceae (17)	Moraxellaceae (5)
AMC	34,7%	26,8%	*	*
AMP	45,3%	12,2%	*	*
ATM	5,3%	17,1%	0%	*
CAZ	3,2%	12,2%	0%	20%
CFO	30,5%	36,6%	*	*
CIP	2,1%	7,3%	*	0%
CPM	5,3%	19,5%	0%	20%
GEN	2,1%	2,4%	0%	0%
IPM	3,2%	24,4%	35,3%	0%
PPT	*	*	0%	20%
SUT	4,2%	22%	*	0%
TET	7,4%	100%	*	0%

*Não testado. AMC- Amoxicilina/ácido clavulâmico, AMP- Ampicilina, ATM- Aztreonam, CPM- Cefepime, CFO- Cefoxitina, CAZ- Ceftazidima, CIP- Ciprofloxacina, GEN- Gentamicina, IMP- Imipenem, PPT – piperacilina+tazobactam, SUT- Sulfametoxazol + trimetoprim, TET- Tetraciclina.

Cem por cento dos isolados da família Morganellaceae foram resistentes a tetraciclina. A alta resistência à tetraciclina é preocupante, pois sinaliza que sua eficácia pode ser reduzida e a pressão seletiva exercida pode favorecer a disseminação da resistência a este fármaco. Além disso, essa classe é amplamente utilizada em animais (PRAXEDES et al., 2013). No presente estudo, a família Pseudomonadaceae, representada pela espécie *Pseudomonas aeruginosa*, apresentou resistência somente ao Imipenem (35,3%, 6/17). Vale ressaltar que o Imipenem não é um bom preditor de resistência a carbapenêmicos, e portanto, testes com Meropenem e Ertapenem serão realizados para confirmar tal resultado. Entretanto, a presença de *Pseudomonas aeruginosa* nos resíduos representa risco, uma vez que a World Health Organization, em 2017, considerou essa espécie como um organismo de prioridade crítica quando resistente aos carbapenêmicos (WHO, 2017).

Já a família Moraxellaceae, representada pela espécie *Acinetobacter baumannii*, apresentou resistência aos seguintes antimicrobianos: ceftazidima, cefepime e piperacilina+tazobactam, ambos com 20% (1/5) dos isolados identificados resistentes. Como já mencionado anteriormente, a espécie *A. baumannii* vem se destacando como um patógeno multirresistente. Havenga et al. (2019), ao avaliar o perfil de resistência de cepas bacterianas da lista de prioridades da Organização Mundial de Saúde, relatou que cepas de *A. baumannii* apresentaram resistência aos antimicrobianos beta-lactâmicos, fluoroquinolonas, aminoglicosídeos e carbapenêmicos, sendo classificadas como multirresistentes.

Foram detectados 40 perfis de resistência antimicrobiana (Tabela 5). Os perfis de resistência 5 e 8, que indica resistência aos antimicrobianos amoxicilina+ácido clavulâmico e cefoxitina e, amoxicilina+ácido clavulâmico, ampicilina e cefoxitina, respectivamente, foram os predominantes. Dentre as espécies isoladas, *Proteus mirabilis* foi a espécie mais frequente nos três resíduos avaliados e também, aquela que apresentou maior número de perfis, totalizando 22 perfis distintos de resistência antimicrobiana.

Tabela 5. Antibiotipagem das bactérias isoladas de cama de cavalo, cama de aviário orgânica e cama de aviário convencional. *Perfis de multirresistência

Espécie	Perfil	Resistência antimicrobiana	Freq.
<i>Acinetobacter baumannii</i> (5)	1	–	4
	2	CAZ – CPM – PPT	1
<i>Citrobacter amalonaticus</i> (1)	3	AMC – AMP – CFO – CPM	1
<i>Citrobacter freundii</i> (7)	4	TET	1
	5	AMC – CFO	5
	6	AMC – AMP – CFO – TET	1
<i>Enterobacter asburiae</i> (3)	7	ATM	1
	5	AMC – CFO	1
	8	AMC – AMP – CFO	1
<i>Enterobacter cloacae</i> (13)	5	AMC – CFO	2
	8	AMC – AMP – CFO	6
	9	AMC – AMP – ATM – CFO	1
	10	AMC – AMP – CFO – IPM	1
	11	AMC – AMP – CFO – CPM – IPM – TET	1
	12	AMC – AMP – ATM – CAZ – CFO – CPM – SUT	1
<i>Enterobacter kobei</i> (1)	13	AMC – AMP – ATM – CAZ – CFO – CPM – IPM – SUT	1
	8	AMC – AMP – CFO	1
<i>Escherichia coli</i> (37)	1	–	32
	14	AMC	1
	8	AMC – AMP – CFO	2
	15*	CIP – GEN – SUT – TET	1
	16*	AMP – ATM – CAZ – CIP – CPM – GEN – SUT	1
<i>Klebsiella aerogenes</i> (3)	5	AMC – CFO	1
	8	AMC – AMP – CFO	2
<i>Klebsiella pneumoniae</i> (23)	1	–	2
	17	AMP	20
	5	AMC – CFO	1
<i>Klebsiella variicola</i> (4)	1	–	4
<i>Morganella morganii</i> (1)	18	AMC – AMP – TET	1
<i>Proteus mirabilis</i> (39)	4	TET	8
	19	AMC – TET	3
	20	CFO – TET	3
	21	CIP – TET	1
	22	IPM – TET	3
	23	SUT – TET	2
	24	AMC – CFO – TET	1
	25	ATM – CAZ – TET	1
	26	CFO – CPM – TET	1
	27	CFO – IPM – TET	3
	28*	CFO – SUT – TET	1
	29*	CIP – SUT – TET	1
	30*	AMC – AMP – SUT – TET	1
	31	AMC – ATM – CPM – TET	1
	32*	CAZ – CFO – SUT – TET	1
	33*	CFO – IPM – SUT – TET	1
	34*	CPM – IPM – SUT – TET	1
	35*	AMP – CPM – GEN – SUT – TET	1
	36	ATM – CAZ – CFO – CPM – TET	2
37	AMC – AMP – ATM – CFO – IPM – TET	1	
38*	AMC – ATM – CIP – CPM – IPM – TET	1	
39	AMC – AMP – ATM – CAZ – CFO – CPM – TET	1	
<i>Providencia stuartii</i> (1)	19	AMC – TET	1
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> (17)	1	–	11
	40	IPM	6
<i>Serratia marcescens</i> (3)	18	AMC – AMP – TET	3

O perfil de multirresistência, caracterizada pela resistência a três ou mais classes de antimicrobianos, foi detectado em 6% (10/158) dos isolados testados, sendo estes *Proteus mirabilis* (8) e *Escherichia coli* (2) (Tabela 5). Isolados multirresistentes representam um sério risco à saúde pública por diminuir as opções terapêuticas em um processo infeccioso (MAGIORAKOS et al., 2012; MIRYALA; ANBARASU; RAMAIAH, 2021). Analisando dentro do contexto do presente estudo, a eliminação efetiva das cepas de *E. coli* pela compostagem reduz o risco da disseminação e potencial infecção. Entretanto, a presença de cepas de *P. mirabilis* no resíduo final deve ser levada em consideração.

Geralmente, infecções por *Proteus* spp. não recebem a devida atenção e essa espécie pode ser considerada contaminante mesmo quando é o principal agente causal. Isso ocorre devido a maior incidência de infecções humanas e animais causadas por enterobactérias com maior potencial patogênico, como *Escherichia coli* e *Salmonella* spp. (ZAPPA et al., 2017). No entanto, a presença de *P. mirabilis* com perfil de multirresistência no composto final, alerta para o risco de que a utilização destes resíduos como fertilizante orgânico podem incrementar determinantes de resistência a antimicrobianos nos solos, e consequentemente, favorecer a circulação e transferência para bactérias de maior potencial patogênico. Estes resultados reforçam que maior atenção deve ser dada a esta espécie pois ela vem sendo cada vez mais recuperada e apresentando perfis de multirresistência. Zappa et al. (2017), ao avaliar multirresistência em linhagens de *P. mirabilis* e *P. vulgaris* isoladas de fezes de bovinos, equinos e felinos, detectou diferentes perfis de resistência, sendo que um dos perfis demonstrou resistência a 11 antimicrobianos.

Independentemente do tipo de resíduo da produção animal, os mais elevados percentuais de resistência foram obtidos frente aos antimicrobianos cefoxitina, ampicilina, tetraciclina e amoxicilina+ácido clavulânico (Figura 4), o que pode ser explicado pela elevada pressão de seleção ocasionada pela utilização frequente desses antimicrobianos. As tetraciclinas foram os primeiros antibacterianos de amplo espectro descritos e juntamente com os beta-lactâmicos, como cefoxitina, ampicilina e amoxicilina+ácido clavulâmico, são amplamente utilizadas na medicina veterinária e com uso rotineiro na produção animal (ROSSI et al., 2015; D'EL REY-DANTAS et al., 2018).

De modo geral, as bactérias isoladas a partir da cama de cavalo apresentaram menor percentual de resistência em comparação a cama de aviário. As diferenças nas finalidades e periodicidade de uso dos antimicrobianos no manejo animal pode contribuir para este resultado. Apesar do uso de antimicrobianos ser utilizado para fins preventivos, terapêuticos e como promotor de crescimento, maior quantidade é utilizada na avicultura em comparação a equinocultura (MENDES et al., 2013). Ao pontuar a tetraciclina, esse fato não é diferente. Segundo Castillo (2013), as tetraciclinas são utilizadas em menor escala em equinos, quando comparado ao uso em animais de produção, mesmo sendo um fármaco de fácil acesso e com amplo potencial terapêutico.

Ao comparar as camas de aviário, constatou-se que, de modo geral, aquela oriunda do sistema convencional de produção apresentou maior abundância de bactérias resistentes quando comparada aquela do sistema orgânico. O sistema convencional de produção faz uso contínuo de antimicrobianos, o que consequentemente, aumenta a pressão de seleção de bactérias resistentes. Por outro lado, o uso restrito ou ausente de antibióticos na produção orgânica parece contribuir para menor abundância de bactérias resistentes (LUANGTONGKUM et al., 2006; MUCH et al., 2019). Entretanto, excepcionalmente, ao avaliar a tetraciclina, foi possível observar comportamento inverso. Uma possível explicação para este fenômeno pode ser a ocorrência de mecanismos intrínsecos de resistência a este fármaco nas bactérias isoladas nesse sistema de produção, uma vez que os mecanismos intrínsecos ou passivos, são independentes da pressão de seleção exercida pelo meio, representando um processo de evolução bacteriana que pode estar presente mesmo em sistemas

que o uso de antimicrobianos é proibido, como o orgânico (BRASIL, 2021; HEUER; SMALLA, 2007).

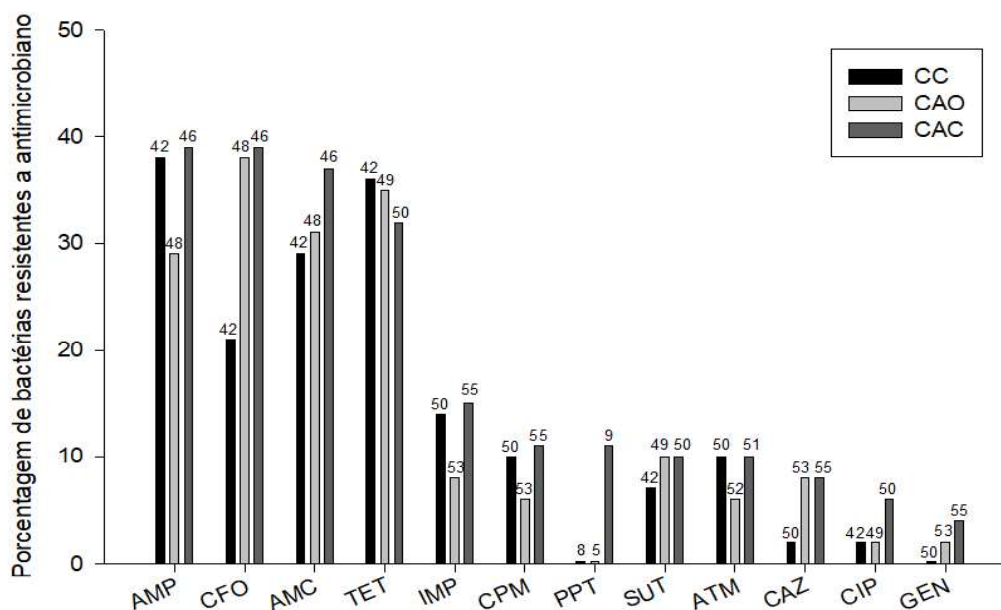


Figura 4. Porcentagem de bactérias resistentes por antimicrobianos em função do resíduo proveniente da produção animal. *Números acima da barra representam nº total de bactérias de cada resíduo animal. CC- Cama de cavalo, CAO- Cama de aviário orgânica e CAC- Cama de aviário convencional. AMC- Amoxicilina/ácido clavulâmico, AMP- Ampicilina, ATM- Aztreonam, CPM- Cefepime, CFO- Cefoxitina, CAZ- Ceftazidima, CIP- Ciprofloxacina, GEN- Gentamicina, IMP- Imipenem, PPT – piperacilina+tazobactam, SUT- Sulfametoxazol + trimetoprim, TET- Tetraciclina.

Vale ressaltar que todos os isolados provenientes de cama de aviário convencional foram resistentes a pelo menos um antimicrobiano. Na cama de aviário orgânica, pode-se constatar sensibilidade de todos os isolados à associação piperacilina+tazobactam. Enquanto na cama de cavalo, todos os isolados foram sensíveis a piperacilina+tazobactam e gentamicina.

Os resultados obtidos apontam para a importância de estratégias voltadas à redução da resistência a antimicrobianos. Segundo Scaldaferrri et al. (2020), a sensibilização da população quanto ao uso consciente de antimicrobianos; a intensificação das pesquisas e do investimento na área a fim de se produzir antimicrobianos mais adequados e específicos para determinados usos; o monitoramento da resistência visando mensurar o agravamento ou controle da mesma; a determinação critérios epidemiológicos objetivando a resolução dos pontos críticos; a adoção de medidas higiênico sanitárias para diminuir os casos de infecção; a diminuição do uso de terapia empírica e a adoção do uso racional ao invés da utilização indiscriminada, ou por vezes desnecessária, dos antimicrobianos são algumas sugestões e estratégias para diminuir a pressão de seleção e reduzir a disseminação da resistência antimicrobiana.

O uso do antimicrobianos na produção animal reflete nos determinantes de resistência presentes nos resíduos. E estes, quando utilizados na produção agrícola, podem contaminar os solos, que por sua vez podem servir como reservatórios de bactérias patogênicas e determinantes de resistência. O aumento desses determinantes no solo pode favorecer sua transferência para bactérias comensais e patogênicas de humanos e animais, o que pode resultar em risco a saúde pública. Este fenômeno de disseminação da resistência a antimicrobianos reforça a importância de estudos sobre essa temática em uma abordagem de Saúde Única. A

Saúde Única parte do pressuposto de que a saúde humana está intimamente ligada a saúde animal e que ambas, por sua vez, estão interligadas ao meio ambiente (OIE, 2020). Portanto, tratar da resistência aos antimicrobianos vai exigir ações transdisciplinares e parcerias entre os múltiplos atores envolvidos com o tema. Em relação à produção animal, isso implica mudanças em algumas práticas agrícolas tradicionais (LOUREIRO et al., 2016; OIE, 2016; WHO, 2015).

4.6 CONCLUSÕES

Proteus mirabilis e *Escherichia coli* são as espécies com maior ocorrência na cama de cavalo e camas de aviário orgânica e convencional, e foram as únicas que apresentaram perfil de multirresistência.

A compostagem foi efetiva na eliminação *Escherichia coli*. Em contrapartida, *Proteus mirabilis* com perfil de multirresistência foi detectado no composto final.

As camas de aviário apresentam maior abundância de bactérias resistentes quando comparada a cama de cavalo, assim como maior abundância de bactérias resistentes são detectadas em cama de aviário convencional em comparação a cama de aviário orgânica.

4.7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABRÃO, F. O.; TORRES, T. B.; BATISTA, L. C.; DOS SANTOS BELO, E.; DUARTE, E. R.; PESSOA, M. S. Caracterização da população de bactérias intestinais de quatro relevantes espécies de animais de produção. **Archivos de Zootecnia**, p. 541-545, 2018.

BARRA, K. C.; FONSECA, B. B.; DE MELO, R. T.; MENDONÇA, E. P.; ROSSI, D. A. Qualidade microbiológica das cascas de arroz utilizadas nas camas para a criação de frangos de corte. **PubVet**, v. 4, p. 886-892, 2010.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria nº 52, de 15 de março de 2021. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, Edição 55, Seção 1, 2021.

BRCASST. **Brazilian Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing**. Tabelas de pontos de corte para interpretação de CIMs e diâmetros de halos. 2019.

BRCASST. **Brazilian Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing**. Teste sensibilidade aos antimicrobianos – Método de disco-difusão EUCAST. Versão 6.0, 2017.

BURTON, C. H.; TURNER, C. (Ed.). **Manure management: treatment strategies for sustainable agriculture**. Silsoe: Wrest Park, 2003. 490 p.

CASTILLO, J. R. E. Tetracyclines. In: GIGUÈRE, S.; PRESCOTT, J. F.; DOWLING, P. M. **Antimicrobial therapy in veterinary medicine**. Hoboken: WileyBlackwell, 2013. p. 257-268.

CDC - Centers for Disease Control and Prevention. **Patients: Information about CRE** (2019a). Disponível em: <https://www.cdc.gov/hai/organisms/cre/cre-patients.html#:~:text=Many%20different%20types%20of%20Enterobacteriaceae,%2C%20wound%20infections%2C%20and%20meningitis>. Acesso em: 11 de Fevereiro de 2021

CDC - Centers for Disease Control and Prevention. **Outbreak of *E. Coli* Infections Linked to Romaine Lettuce** (2019b). Disponível em: <https://www.cdc.gov/ecoli/2018/o157h7-1118/index.html>. Acesso em: 20 fev. 2020.

CHERNAKI-LEFFER, A. M.; BIESDORF, S. M.; ALMEIDA, L. M.; LEFFER, E. V. B.; VIGNE, F. Isolamento de enterobactérias em *Alphitobius diaperinus* e na cama de aviários no Oeste do Estado do Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v. 4, p. 243-247, 2002.

CHIESA, L.; NOBILE, M.; ARIOLI, F.; BRITTI, D.; TRUTIC, N.; PAVLOVIC, R.; PANSERI, S. Determinação de antimicrobianos veterinários em urina bovina por cromatografia líquida - massa em tandem espectrometria. **Food Chemistry**, v. 185, p. 7-15, 2015.

CHUNG, Y. S.; SONG, J. W.; KIM, D. H.; SHIN, S.; PARK, Y. K.; YANG, S. J.; LIM, S. K.; TAEK, P. K.; HO, P. Y. Isolation and characterization of antimicrobial-resistant *Escherichia coli* from national horse racetracks and private horse-riding courses in Korea. **Journal of veterinary science**, v. 17, n. 2, p. 199, 2016.

CLSI. **Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing**. 30th ed. CLSI supplement M100. Wayne, PA: Clinical and Laboratory Standards Institute. 2020.

CORREA, F. A. F. **Pesquisa de bactérias com determinação do perfil de sensibilidade em vísceras comestíveis de frango de corte, penas e camas de aviários**. 2013. 48 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) - Universidade Federal de Goiás, Goiânia. 2013.

COSTA, A. M.; BORGES, E. N.; SILVA, A. de A.; NOLLA, A.; GUIMARÃES, E. C. Potencial de recuperação física de um latossolo vermelho, sob pastagem degradada, influenciado pela aplicação de cama de frango. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 33, p. 1991-1998, 2009.

CULL, C. A.; RENTER, D. G.; DEWSBURY, D. M.; NOLL, L. W.; SHRIDHAR, P. B.; IVES, S. E.; NAGARAJA, T. G.; CERNICCHIARO, N. Feedlot-and pen-level prevalence of enterohemorrhagic *Escherichia coli* in feces of commercial feedlot cattle in two major US cattle feeding areas. **Foodborne pathogens and disease**, v. 14, n. 6, p. 309-317, 2017.

D'EL REY DANTAS, F. T.; FEIJÓ, L. S.; NOGUEIRA, C. E. W.; CURCIO, B. R. Doxíciclina: uma revisão sobre particularidades e utilização clínica na espécie equina. **Science And Animal Health**, v. 6, n. 2, p. 101-113, 2018.

DHANARANI, T. S.; SHANKAR, C.; PARK, J.; DEXILIN, M.; KUMAR, R. R.; THAMARAISELVI, K. Study on acquisition of bacterial antibiotic resistance determinants in poultry litter. **Poultry Science**, v. 88, n. 7, p. 1381-1387 2009.

DIAS, J. E. **Monitoramento do uso da terra e dos níveis de nutrientes do solo no Sistema Integrado de Produção Agroecológica utilizando geoprocessamento**. 2007. 111 p. Tese (Doutorado em Fitotecnia) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica. 2007.

DICKINSON, B. BD™ Salmonella Shigella Agar. Instructions for use—ready-to-use plated media PA-254047.06. **Rev. Heidelberg**, Germany, 2013.

EMBRAPA. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Levantamento semidetalhado dos solos da área do Sistema Integrado de Produção Agroecológica (SIPA) – km 47-Seropédica, RJ**. Rio de Janeiro: Embrapa Solos 1999. CD-ROM (Embrapa Solos Boletim de Pesquisa, n 5).

FUJII, K. Y. **Presença de agentes bacterianos e parasitários em fezes de equinos e resíduos de cocheira de centros de treinamento submetidos a diferentes processos de compostagem**. 2012. 118 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba. 2012.

HAVENGA, B.; NDLOVU, T.; CLEMENTS, T.; REYNEKE, B.; WASO, M.; KHAN, W. Exploring the antimicrobial resistance profiles of WHO critical priority list bacterial strains. **BMC microbiology**, v. 19, n. 1, p. 1-16, 2019.

HAWKEY, P. M.; JONES, A. M. The changing epidemiology of resistance. **Journal of antimicrobial chemotherapy**, v. 64, p. i3-i10, 2009.

HEUER, H.; SMALLA, K. Manure and sulfadiazine synergistically increased bacterial antibiotic resistance in soil over at least two months. **Environmental Microbiology**, v. 9, n. 3, p. 657-666, 2007.

HOELZER, K.; WONG, N.; THOMAS, J.; TALKINGTON, K.; JUNGMAN, E.; COUKELL, A. Antimicrobial drug use in food-producing animals and associated human health risks: what, and how strong, is the evidence? **BMC veterinary research**, v. 13, n. 1, p. 211, 2017.

HU, Y. S.; SHIN, S.; PARK, Y. H.; PARK, K. T. Prevalence and mechanism of fluoroquinolone resistance in *Escherichia coli* isolated from swine feces in Korea. **Journal of food protection**, v. 80, n. 7, p. 1145-1151, 2017.

HUANG, X. Z.; FRYE, J. G.; CHAHINE, M. A.; GLENN, L. M.; AKE, J. A.; SU, W.; NIKOLICH, M. P.; LESHO, E. P. Characteristics of plasmids in multi-drug-resistant Enterobacteriaceae isolated during prospective surveillance of a newly opened hospital in Iraq. **PLoS ONE**, v. 7, p. e40360, 2012.

ISO 19250 - **International Organization for Standardization**. Water quality: Detection of *Salmonella* spp., 2010.

KURIHARA, M. N. L.; SALES, R. O. D.; SILVA, K. E. D.; MACIEL, W. G.; SIMIONATTO, S. Multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii* outbreaks: a global problem in healthcare settings. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 53, 2020.

LARNEY, F. J.; BUCKLEY, K. E.; HAO, X.; MCCAUGHEY, W. P. Fresh, stockpiled, and composted beef cattle feedlot manure: Nutrient levels and mass balance estimates in Alberta and Manitoba. **Journal of Environmental Quality**, v. 35, p. 1844-1854, 2006.

LARNEY, F. J.; OLSON, A. F.; MILLER, J. J.; DEMAERE, P. R.; ZVMUYU, F.; MCALLISTER, T. A. Physical and chemical changes during composting of wood-chip bedded and straw-bedded beef cattle feedlot manure. **Journal of Environmental Quality**, v. 37, p. 725-735, 2008.

LOUREIRO, R. J.; ROQUE, F.; RODRIGUES, A. T.; HERDEIRO, M. T.; RAMALHEIRA, E. O uso de antibióticos e as resistências bacterianas: breves notas sobre a sua evolução. **Revista Portuguesa de saúde pública**, v. 34, n. 1, p. 77-84, 2016.

LU, J.; IDRIS, U.; HARMON, B.; HOFACRE, C.; MAURER, J. J.; LEE, M. D. Diversity and succession of the intestinal bacterial community of the maturing broiler chicken. **Applied and environmental microbiology**, v. 69, n. 11, p. 6816-6824, 2003.

LUANGTONGKUM, T.; MORISHITA, T. Y.; ISON, A. J.; HUANG, S.; MCDERMOTT, P. F.; ZHANG, Q. Effect of conventional and organic production practices on the prevalence and antimicrobial resistance of *Campylobacter* spp. in poultry. **Applied and environmental microbiology**, v. 72, n. 5, p. 3600-3607, 2006.

MAGIORAKOS, A. P.; SRINIVASAN, A.; CAREY, R. B.; CARMELI, Y.; FALAGAS, M. E.; GISKE, C. G. Multidrug-resistant, extensively drug-resistant and pandrug-resistant bacteria: an international expert proposal for interim standard definitions for acquired resistance. **Clinical microbiology and infection**, v. 18, n. 3, p. 268-281, 2012.

MAIA, M. A.; ROIER, C. R.; REIS, T. P.; BOTTEON, R. C. C. M.; BOTTEON, P. T. L. Efeito da virginiamicina sobre a microbiota colônica de equinos submetidos à sobrecarga experimental por carboidratos. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 32, n. 4, p. 229-233, 2010.

MARTINS, A.; SILVA, R. A.; FERREIRA, L. O.; LICATE, M. M.; DELAFIORI, C. R.; PÔRTO, S. F. Resistência a antimicrobianos de enterobactérias isoladas de águas destinadas ao abastecimento público na região centro-oeste do estado de São Paulo, Brasil. **Revista Pan-Amazônica de Saúde**, v. 10, p. 8-8, 2019.

MENDES, F. R.; LEITE, P. R. S. C.; FERREIRA, L. L.; LACERDA, M. J. R.; ANDRADE, M. A. Utilização de antimicrobianos na avicultura. **Revista eletrônica Nutritime**, v. 10, n. 2, p. 2352-2389, 2013.

MIRYALA, S. K. ANBARASU, A.; RAMAIAH, S. Gene interaction network approach to elucidate the multidrug resistance mechanisms in the pathogenic bacterial strain *Proteus mirabilis*. **Journal of Cellular Physiology**, v. 236, n. 1, p. 468-479, 2021.

MOTTA, M. C. D.; SPINELLI, M. O.; GODOY, C. M. D. S.; CRUZ, R. J. D. C.; BORTOLATTO, J. Detecção de *Proteus mirabilis* nas fezes de camundongos spf. **Revista da Sociedade brasileira de Ciência em Animais de Laboratório**, p. 246-250, 2012.

MUCH, P.; SUN, H.; LASSNIG, H.; KOEBERL-JELOVCAN, S.; SCHLIESSNIG, H.; STUEGER, H. P. Differences in antimicrobial resistance of commensal *Escherichia coli* isolated from caecal contents of organically and conventionally raised broilers in Austria, 2010–2014 and 2016. **Preventive veterinary medicine**, v. 171, p. 104755, 2019.

NASR, P. Genetics, epidemiology, and clinical manifestations of multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii*. **Journal of Hospital Infection**, v. 104, n. 1, p. 4-11, 2020.

OIE - World Organization for Animal Health. **The OIE Strategy on Antimicrobial Resistance and the Prudent Use of Antimicrobials** (2016). Disponível em: https://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Media_Center/docs/pdf/PortailAMR/EN_OIE-AMRstrategy.pdf. Acesso em: 28 jan. 2021.

OIE - World Organization for Animal Health. **One Health** (2020). Disponível em: <https://www.oie.int/en/forthe-media/onehealth/>. Acesso em: 28 jan. 2021.

OLIVEIRA, M. A.; TAKAMURA, A. E.; ARIAS VIGOYA, A. A.; ARAÚJO, F. E. Enterobacteriaceae: bactérias intestinais de organismos aquáticos, um risco à saúde pública revisão de literatura. **Revista científica eletrônica de Medicina Veterinária**, p. 1-20, 2015.

OMEIRA, N.; BARBOUR, E. K.; NEHME, P. A.; HAMADEH, S. K.; ZURAYK, R.; BASHOUR, I. Microbiological and chemical properties of litter from different chicken types and production systems. **Science of The Total Environment**, v. 367, n. 1, p. 156-162, 2006.

PEREIRA, C. S.; BARROS, P. R.; SILVA, P. M.; RODRIGUES, D. D. P. Patógenos isolados do trato gastrointestinal de cães saudáveis no Rio de Janeiro. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 61, n. 4, p. 1000-1001, 2009.

PHAC – Public Health Agency of Canada. **Public Health Notice – Outbreak of E. coli infections linked to romaine lettuce** (2019). Disponível em: <https://www.canada.ca/en/public-health/services/public-health-notices/2018/public-health-notice-outbreak-e-coli-infections-linked-romaine-lettuce.html>. Acesso em: 18 fev. 2021.

PIRES, A. M. M.; MATTIAZZO, M. E. Avaliação da viabilidade do uso de resíduos na agricultura. **Embrapa Meio Ambiente-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, 2008.

PRAXEDES, C. I.; BASTOS, P. A. M. B.; ZÚNIGA, N. O. C.; FRANCO, R. M.; MANO, S. R. Sensibilidade de Enterobacteriaceae da microbiota intestinal de frangos de corte submetidos à dieta com nitrofuranos. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 36, p. 41-47, 2013.

RICE, E. W.; BAIRD, R. B.; EATON, A. D.; BRIDGEWATER, L. L. **Standard methods for the examination of water and wastewater**. 23^o ed. American Public Health Association: Washington, DC, USA, 2017.

ROSSI, M.; OLKKOLA, S.; ROASTO, M.; KIVISTÖ, R.; HÄNNINEN, M. L. Antimicrobial Resistance and Campylobacter jejuni and C. coli. **Antimicrobial Resistance and Food Safety**, p. 55–75, 2015.

SÁ, M. F.; AITA, C.; DONEDA, A.; PUJOL, S. B.; CANTÚ, R. R.; JACQUES, I. V. C.; BASTIANI, G. G.; OLIVEIRA, P. D.; LOPES, P. D. Dinâmica da população de coliformes durante a compostagem automatizada de dejetos líquidos de suínos. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 66, n. 4, p. 1197-1206, 2014.

SAID, L. B.; JOUINI, A.; KLIBI, N.; DZIRI, R.; ALONSO, C. A.; BOUDABOUS, A.; SLAMA, K. B.; TORRES, C. Detection of extended-spectrum beta-lactamase (ESBL)-producing Enterobacteriaceae in vegetables, soil and water of the farm environment in Tunisia. **International journal of food microbiology**, v. 203, p. 86-92, 2015.

SCALDAFERRI, L. G.; TAMEIRÃO, E. R.; FLORES, S. A.; NEVES, R. A. S. C. N.; CORREIA, T. S.; FERRANTE, M. Formas de resistência microbiana e estratégias para minimizar sua ocorrência na terapia antimicrobiana: Revisão. **PubVet**, v. 14, n. 8, p.1-10, 2020.

SFACIOTTE, R. A. P.; BORDIN, J. T.; VIGNOTO, V. K. C.; HELLER, L. M.; PINTO, A. A.; MUNHOZ, P. M.; BARBOSA, M. J. B.; WOSIACKI, S. R. Descrição de cepas bacterianas multirresistentes isolados de equinos. **Revista de Ciência Veterinária e Saúde Pública**, v. 1, p. 77-77, 2014.

VADING, M.; NAUCLÉR, P.; KALIN, M.; GISKE, C. G. Invasive infection caused by *Klebsiella pneumoniae* is a disease affecting patients with high comorbidity and associated with high long-term mortality. **PloS one**, v. 13, n. 4, p. e0195258, 2018.

VIRTUOSO, M. C. S.; OLIVEIRA, D. G.; DIAS, L. N. S.; FAGUNDES, P. S. F.; LEITE, P. R. S. C. Reutilização da cama de frango. **Revista eletrônica nutritime**, v. 12, p. 3964-3979, 2015.

WHO - World Health Organization (WHO). **Global Action Plan on Antimicrobial Resistance** (2015). Disponível em: <https://www.who.int/antimicrobial-resistance/publications/global-action-plan/en/>. Acesso em: 5 fev. 2021.

WHO - World Health Organization (WHO). **OMS publica lista de bactérias para as quais se necessitam novos antibióticos urgentemente** (2017). Disponível em: https://www.paho.org/bra/index.php?option=com_content&view=article&id=5357:oms-publica-lista-de-bacterias-para-as-quais-se-necessitam-novos-antibioticos-urgentemente&Itemid=812. Acesso em: 1 fev. 2021.

WELLINGTON, E. M.; BOXALL, A. B.; CROSS, P.; FEIL, E. J.; GAZE, W. H., HAWKEY, P. M.; ROLLINGS, A. S. J.; JONES, D. L.; LEE, N. M. OTTEN, W.; THOMAS, C. M. The role of the natural environment in the emergence of antibiotic resistance in Gram-negative bacteria. **The Lancet infectious diseases**, v. 13, n. 2, p. 155-165, 2013.

ZAPPA, V.; BOLAÑOS, C. A. D.; DE PAULA, C. L.; CALLEFE, J. L. R.; ALVES, A. C.; DE MORAIS, A. B. C.; GUERRA, S. T.; CABRINI, M. C.; MELVILLE, P. A.; RIBEIRO, M. G. Antimicrobial multiple resistance index, minimum inhibitory concentrations, and extended-spectrum beta-lactamase producers of *Proteus mirabilis* and *Proteus vulgaris* strains isolated from domestic animals with various clinical manifestations of infection. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 38, n. 2, p. 775-789, 2017.

ZHOU, H.; YAO, Y.; ZHU, B.; REN, D.; YANG, Q.; FU, Y.; YU, Y.; ZHOU, J. Risk factors for acquisition and mortality of multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii* bacteremia: A retrospective study from a Chinese hospital. **Medicine**, v. 98, n. 13, 2019.

ZHU, X. Y.; ZHONG, T.; PANDYA, Y. 16S Rna-Based analysis of microbiota from cecum of broiler chickens. **Applied Environment Microbiology**, v. 68, n. 1, p. 124-137, 2002.

5. CONCLUSÕES GERAIS

Este trabalho se baseou na pesquisa de indicadores de qualidade microbiológica e parasitária e no perfil bacteriano e de resistência aos antimicrobianos durante a compostagem de cama de cavalo e camas de aviário dos sistemas orgânico e convencional de produção.

Embora seja fato que os resíduos provenientes da produção animal possuem grande potencial para serem utilizados como fertilizantes agrícolas, os resultados confirmam que os resíduos animais, mesmo compostados, podem ser fonte de contaminantes e incrementar patógenos e determinantes de resistência no solo, o que pode favorecer a disseminação e a transferência dos mesmos para bactérias comensais e patogênicas de humanos e animais, resultando em risco a saúde pública.

Dessa maneira, apesar do processo de compostagem ser uma prática comumente recomendada para higienização de resíduos animais, verifica-se que pode não ser suficiente na eliminação de bactérias patogênicas e de determinantes de resistência a antimicrobianos. Assim, é necessário estudos que avaliem o aprimoramento do processo de compostagem ou o emprego de técnicas adicionais que garantam a eliminação de patógenos e de determinantes de resistência a antimicrobianos nos compostos orgânicos, de modo que estes possam ser aplicados de forma segura nos solos levando em consideração uma abordagem de Saúde Única.