

4



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

EFFECTO DEL PROCESO DE ENSILAJE SOBRE LA VIABILIDAD DE LOS PARASITOS PRESENTES EN LAS EXCRETAS PORCINAS

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

MEDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

P R E S E N T A :

ANA ISABEL CABALLERO HERNANDEZ

ASESORES: MVZ. MC. FRANCISCO CASTREJON PINEDA
MVZ. MC. ROBERTO G. MARTINEZ GAMBA
BIOL. LAURO TREJO CASTRO
MVZ. MC. HUGO FRAGOSO SANCHEZ



MEXICO, D.F.

284762

2000



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

**EFFECTO DEL PROCESO DE ENSILAJE SOBRE LA VIABILIDAD DE LOS
PARÁSITOS PRESENTES EN LAS EXCRETAS PORCINAS**

Tesis presentada ante la División de Estudios Profesionales de la

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

de la

Universidad Nacional Autónoma de México

para la obtención del título de

Médica Veterinaria Zootecnista

Por

Ana Isabel Caballero Hernández

Asesores:

MVZ. MC. Francisco Castrejón Pineda.

MVZ. MC. Roberto G. Martínez Gamba.

Biol. Lauro Trejo Castro.

MVZ. MC. Hugo Frago Sánchez.

LOS PREMIOS DE LA VIDA

A menos que aceptemos la oportunidad
de volver a empezar, no
habrá nada que nos dé la esperanza
de ganar. Debemos admitir la
incertidumbre y hacer a un lado las dudas,
ser lo suficientemente valientes
para arriesgarnos a perder o a herir
nuestro orgullo. No deberíamos
tener miedo al cambio, ni a los retos,
porque si sólo nos atreviéramos a
tomar una oportunidad, la vida nos
recompensará con premios
incomparables.

Anónimo.

AGRADECIMENTOS

A Dios por la fortaleza en los momentos difíciles.

A mis padres: Rosa y Juan por el cariño, la paciencia y la confianza. Pero sobre todo por la libertad para tomar mis decisiones.

A mis hermanos: Ivonne, Lucía y Daniel por su cariño, amistad y el apoyo incondicional.

A mis asesores Francisco Castrejón Pineda, Roberto Martínez Gamba, Lauro Trejo Castro y Hugo Fragoso Sánchez por todo el apoyo recibido.

A los miembros del jurado: MVZ. Hector Quiroz Romero, MVZ. Mario Haro Tirado, MVZ. Gerardo Ramírez Hernández, MVZ. Luis Corona Gochi por su disposición en la revisión del presente trabajo.

A MVZ. MC. Martín Pérez Rojas, MVZ. Ph D. Silvia Buntinx Dios, MVZ Ph D. Zeferino García Vázquez, MVZ. Enrique Liébano Hernández, MVZ. Victor Vázquez Prats, por su ayuda incondicional.

Al personal del CENAPA: Biol. Pedro Pérez Silva, Tec. María Elena Aranda Martínez, Tec. María Elizabeth Jiménez Bray, Tec. Catalina Sánchez Quintanilla y Biol. Victoria de la Luz Abarca por su amistad y su disposición.

A mis amigos y compañeros de generación: Abigail, Anita, Gabriela, Jaime Cruz, Jaime Mendoza y Alberto.

Al proyecto de investigación PAPIITIN210997.

Gracias a todos.

CONTENIDO

	<u>Página</u>
RESUMEN	1
SUMMARY	1
INTRODUCCIÓN	2
Contaminación ambiental de las excretas porcinas.....	2
Principales patógenos presentes en los residuos porcinos.....	3
Principales usos de las excretas.....	5
Tratamientos de las excretas.....	8
Control de patógenos por el ensilaje.....	13
Parasitosis más comunes en las pjaras.....	14
<i>Ascaris suum</i>	15
<i>Oesophagostomum dentatum</i>	18
JUSTIFICACIÓN	20
HIPÓTESIS	21
OBJETIVO GENERAL Y OBJETIVOS ESPECÍFICOS	22
MATERIAL Y MÉTODOS	23
Obtención de huevos.....	23
Preparación del inóculo de huevos.....	24
Cuantificación del inóculo de huevos.....	24
Obtención del inóculo de larvas infectivas.....	25
Preparación de la mezcla para ensilar.....	26
Elaboración e inoculación de los microsilos.....	26
Diseño experimental.....	26
Variables de respuesta.....	26
Medición de pH, temperatura y humedad.....	27
Cuantificación de los huevos.....	27
Determinación de la viabilidad.....	27
Análisis estadístico.....	29
RESULTADOS	30
Temperatura, pH y humedad.....	30
Número de huevos de <i>Ascaris suum</i>	31
Viabilidad de los huevos de <i>Ascaris suum</i>	31
Número de huevos de <i>Oesophagostomum dentatum</i>	31

CONTENIDO

	<u>Página</u>
Viabilidad de los huevos de <i>Oesophagostomum dentatum</i>	32
Viabilidad de larvas infectivas de <i>Oesophagostomum dentatum</i>	32
DISCUSIÓN	33
CONCLUSIÓN	37
RECOMENDACIONES	37
LITERATURA CITADA	38
CUADROS	44
FIGURAS	49

RESUMEN.

CABALLERO HERNÁNDEZ ANA ISABEL. Efecto del proceso de ensilaje sobre la viabilidad de los parásitos presentes en las excretas porcinas. (Bajo la asesoría de: MVZ MC. Francisco Castrejón Pineda, MVZ. MC. Roberto G. Martínez Gamba, Biol. Lauro Trejo Castro y MVZ MC. Hugo Fragosó Sánchez).

El objetivo del presente estudio fue determinar el efecto del proceso de ensilaje sobre la viabilidad de los huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*, así como de las larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum* presentes en las excretas porcinas. Para lo cual en 100 frascos de plástico se depositó una mezcla de fracción sólida de excretas porcinas (80%), sorgo (12%) y melaza (8%), 50 fueron inoculados con huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum* (40000 huevos, de cada género) y los otros 50 con larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum* (31,487 larvas infectivas, L₃) en cada caso la mitad de los frascos se sometieron a un proceso de ensilaje (compactados y tapados) y la otra mitad permanecieron en condiciones aeróbicas (sin compactar y destapados). Se utilizó un diseño de parcelas divididas, tanto para los microsilos inoculados con huevos (MIH) de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*, como para los inoculados con larvas infectivas (MIL) de *Oesophagostomum dentatum*; donde la parcela grande fue el proceso: ensilados (ENS) y no ensilados (NENS) o controles; mientras que las parcela chica fueron los días de apertura (0, 7, 14, 28 y 56) con 5 repeticiones. Las variables que se determinaron fueron pH, temperatura y humedad dentro de los microsilos a su apertura, número de huevos de *Ascaris suum* y de *Oesophagostomum dentatum*, viabilidad de los huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*, así como de las larvas infectivas (L₃) de *Oesophagostomum dentatum*. El pH, temperatura y porcentaje de humedad fueron diferentes ($P < 0.05$) en ENS y NENS, sus valores estuvieron entre 3.91 - 4.37, 15.10 - 27.°C, 55.17 - 57.22% y 6.25 - 8.22, 13.60 - 25.60 °C, 48.81 - 60.77%, respectivamente. Estos fueron iguales ($P > 0.05$) entre MIH y MIL. En ENS el número de huevos por gramo (HPG) de *Ascaris suum* fue igual ($P > 0.05$) en los diferentes tiempos de apertura (233 ± 7.45 , 223 ± 11.30 , 166 ± 17.47 , 163 ± 9.71 y 170 ± 19.29), su viabilidad fue menor ($P < 0.05$) a partir del día 14 de ensilaje (100%, 94% en los días 0, 7, y del 56% 38% y 68% en los días 14, 28 y 56). Mientras que en NENS disminuyó ($P < 0.05$) el número de huevos de *Ascaris suum* (251 ± 28.67 , 166 ± 29.46 , 68 ± 4.85 , 8 ± 3.72 y 11 ± 2.04) y su viabilidad (100%, 98%, 98%, 94 y 96%) fue igual ($P > 0.05$) en los diferentes tiempos. El número de huevos de *Oesophagostomum dentatum* disminuyó ($P < 0.05$) tanto en ENS como NENS, pero de una manera más rápida en NENS. El número de larvas infectivas viables de *Oesophagostomum dentatum* decreció ($P < 0.05$) desde el día 7, tanto en ENS como en NENS. Los resultados muestran que *Oesophagostomum dentatum* es destruido en el ensilaje de excretas porcinas después del 14 día, mientras que *Ascaris suum* permanece viable durante 56 días dentro de ensilaje lo cual, representa un riesgo cuando se utilizan las excretas porcinas frescas o ensiladas en la alimentación de cerdos o rumiantes.

SUMMARY.

CABALLERO HERNÁNDEZ ANA ISABEL. Effect of the ensilaging process on the viability of the present parasites in pig solids feces. (Under the supervision of: MVZ. MC. Francisco Castrejón Pineda, MVZ. MC. Roberto G. Martínez Gamba, Biol. Lauro Trejo Castro and MVZ. MC. Hugo Fragozo Sánchez).

The objective of the present study was to determine the effect of the ensilaging process on the viability of the eggs of *Ascaris suum* and *Oesophagostomum dentatum*, as well as of the infective third larval stages of *Oesophagostomum dentatum* present in pig solids wastes. In 100 plastic bottle was deposited a mixture the solid fraction of pig wastes (80%), sorghum (12%) and molasses (8%), 50 were inoculated with eggs of *Ascaris suum* and *Oesophagostomum dentatum* (40000 eggs, of each parasite) and the other 50 with infective third larval stages of *Oesophagostomum dentatum* (31,487 infective larval, L₃). A design of divided parcels was used, so much for the microsilage inoculated with eggs (MIE) of *Ascaris suum* and *Oesophagostomum dentatum*, like for those inoculated with infective third larval stages (MIL) of *Oesophagostomum dentatum*; where the the big parcel was divided in silage (SLG) and non silage (NSLG) used for control; while each small parcel was subdivided in the days of opening each microsilage (0, 7, 14, 28 and 56) with 5 repetitions. The variables that were determined were pH, temperature and humidity inside the microsilage, number of eggs of *Ascaris suum* and of *Oesophagostomum dentatum*, viability of the eggs of *Ascaris suum* and *Oesophagostomum dentatum*, as well as of the infective third larval stages (L₃) of *Oesophagostomum dentatum*. The pH, temperature and percentage of humidity were different ($P < 0.05$) in SLG and NSLG with valeus between 3.91 - 4.37, 15.10 - 27 °C, 55.17 - 57.22% and of 6.25 - 8.22, 13.60 - 25.60 °C, 48.81 - 60.77%, respectively. There was not different ($P > 0.05$) between MIH and MIL. The number of eggs for gram (EPG) of *Ascaris suum* there was not difference ($P > 0.05$) in the different opening times (233± 7.45, 223 ±11.30, 166± 17.47, 163± 9.71 and 170± 19.29), however, the viability was decreased ($P < 0.05$) starting from the day 14 of ensilage (100%, 94% in the days 0 and 7, while the days 14, 28 and 56 were of 56% 38% and 68%), while the number of eggs and the number of viable infective third larval stage of *Oesophagostomum dentatum* fell ($P < 0.05$) from the day 7. In the NSLG the number of *Ascaris suum* decreased ($P < 0.05$) and its viability (100, 98, 98, 94 and 96%). The number of eggs de *Oesophagostomum dentatum* decreased ($P < 0.05$) in SLG and NSLG, but it was faster in the latter. The number of infective third larvae of *Oesophagostomum dentatum* fell ($P < 0.05$) from the day 7, in SLG and NSLG. The results showed that *Oesophagostomum dentatum* is destroyed in the silage of pig solids waste after day 14. *Ascaris suum* remained viable during 56 days in the ensilaging process that which, it represents a high risk the use of pig solids wastes in the feeding domestic animals.

INTRODUCCIÓN.

CONTAMINACIÓN AMBIENTAL DE LAS EXCRETAS PORCINAS.

La intensificación de la industria porcina, ha convertido a las heces que se producen en la granja en una fuente de contaminación debido a: la tendencia de concentrar un gran número de animales en espacios reducidos, la nula relación con la actividad agrícola, al aumento de algunos elementos dentro de la dieta que son escasamente aprovechados por los cerdos, así como al mal uso del agua dentro de las unidades de producción.^{1, 2, 3, 4}

En México existen regiones con bajos recursos acuíferos, donde la concentración de animales es alta; en los estados de Jalisco, Michoacán y Guanajuato existe una población de 4.3 millones de cabezas; mientras que en los estados de Sonora se mantienen 1.2 millones de cabezas y en Yucatán sostienen aproximadamente 1.0 millón de cabezas, lo cual ha ocasionado el aumento del estiércol en lugares limitados.^{1, 4}

La acumulación de grandes cantidades de estiércol ocasiona problemas ambientales como proliferación de moscas y otros insectos transmisores de enfermedades, olores desagradables, la generación de gases como bióxido de carbono, amoníaco, metano y ácido sulfhídrico;⁶ así como contaminación de mantos freáticos,^{5, 6, 7, 8} sobre todo cuando las excretas son vertidas a cauces naturales como ríos y arroyos, produciéndose el deterioro biológico por la gran demanda de oxígeno (40000 a 50000 mg/l).^{5, 9} También, el estiércol es regularmente arrojado para que se deshidrate al aire libre, sin embargo, su acumulación en la época de lluvias produce la infiltración de contaminantes principalmente nitratos y fosfatos a aguas subterráneas.^{1, 5}

Las excretas porcinas tienen 55% de materia orgánica biodegradable y elementos contaminantes como nitrógeno y minerales como cobre, zinc y arsénico,¹ que son incorporados en la dieta como promotores de crecimiento o para mantener la salud de los animales. Estos minerales representan entre el 1.3 y 3% de la ración.¹⁰ Además, se sabe que aproximadamente el 80% del nitrógeno y del fósforo, y cerca del 90% del potasio de la

dieta de los cerdos, son excretados⁶ y pueden causar contaminación cuando se produce una acumulación excesiva.

La cantidad de excretas que produce un cerdo depende de varios factores como la edad del animal, la madurez fisiológica, la cantidad y calidad del alimento consumido, la cantidad de agua consumida y el clima. Sin embargo, se ha estimado que un cerdo de 100 kg produce aproximadamente 6.17 kg de heces y orina al día, lo que representa un 6.17% del peso vivo de la granja¹ o bien, entre 0.6 y 1.0% de su peso vivo⁶ que al ser multiplicado por el número de cabezas existentes en nuestro país representa cantidades importantes sobre todo cuando no son manejadas adecuadamente.

A lo anterior hay que sumarle el hecho de que existen nuevas leyes ambientales que obligan al porcicultor a implementar sistemas de tratamientos de desechos.^{9, 11}

PRINCIPALES PATÓGENOS PRESENTES EN LOS RESIDUOS PORCINOS.

Las excretas animales son una fuente de agentes dañinos que incluyen organismos patógenos como bacterias, virus, hongos y parásitos; así como micotoxinas, pesticidas, hormonas, minerales tóxicos y drogas.^{7, 12, 13}

Los microorganismos causantes de enfermedades son directa o indirectamente esparcidos en el ambiente por diferentes vías como secreciones nasales, faringeadas, vaginales y placentarias; por la orina, las heces, la leche, el esperma, la descamación y secreción dermal o de la mucosa, así como por cadáveres y sangre. En toda esta situación los patógenos entran en contacto con las excretas, aún cuando el patógeno no sea excretado por vía fecal. Por lo que las excretas son consideradas como un vector inanimado.⁷

Strauch y Ballarini⁷ señalan que diversos microorganismos pueden sobrevivir por largos períodos en las excretas porcinas. Entre las bacterias que pueden ser encontradas están: *Salmonella spp.*, *Brucella spp.*, *Bacillus anthracis*, *Leptospira spp.*, *Mycobacterium spp.*,

Erisipelothrix rhusiopathiae, *Escherichia coli*, *Campylobacter spp.* y *Listeria spp.*^{7, 14}

A pesar de que los virus son considerados dependientes de las células del huésped y que sólo son capaces de sobrevivir pasando directamente de un hospedador a otro. En las excretas se han encontrado enterovirus, el Parvovirus Porcino, el virus de la Enfermedad de Aujeszky, el de Fiebre Porcina Clásica, el de la Fiebre Aftosa, y algunos virus que son sensibles al medio, como el virus de la Gastroenteritis Transmisible y otros coronavirus.⁷

Ajariyakhajorn *et al.*¹⁵ realizaron un estudio para determinar la sobrevivencia del virus de la Enfermedad de Aujeszky y del virus del Síndrome Reproductivo - Respiratorio Porcino (PRRS) en los residuos porcinos a diferentes temperaturas (4, 25 y 37 °C) y distintos pH (4, 7 y 10). Ambos virus sobrevivieron a 4 °C con un pH de 7, entre 8 y 14 días, respectivamente.

De acuerdo a un estudio realizado por Burger y Stone (1978) referido por Strauch y Ballarini,⁷ los parásitos más frecuentes en los afluentes porcinos son *Eimeria spp.*, *Balantidium coli*, *Ascaris suum*, *Oesophagostomum spp.*, *Strongyloides spp.*, *Hyostrongylus spp.*, *Trichuris spp.*, *Fasciola spp.*, *Sarcoptes spp.* y *Haematopinus spp.*, siendo los que tenían mayor resistencia *Eimeria spp.*, *Ascaris suum* y *Fasciola spp.*; una intermedia resistencia *Oesophagostomum spp.*, *Hyostrongylus spp.* y *Trichuris suis*; y una baja resistencia *Strongyloides spp.*

En un estudio llevado a cabo en Chile, la carga de *Balantidium coli* en los desechos fecales porcinos frescos (DFPF) se encontró en un 62.5% de las muestras, y en los desechos fecales porcinos procesados (DFPP) se presentó en un 100% de las muestras. Lo mismo ocurrió con ooquistes de coccidias donde se encontró una carga del 40% en DFPF, en contraste al 90% hallado en DFPP. La cantidad de nematodos fue menor del 6% en DFPF, mientras que se encontró una carga mayor 40% de larvas y huevos de *Strongyloides spp.* y huevos de *Ascaris suum* en los DFPP.¹⁶

En Polonia analizaron residuos porcinos líquidos y sólidos de varias granjas porcinas, y encontraron que los principales parásitos hallados fueron *Oesophagostomum dentatum* (más frecuentemente), *Ascaris suum*, *Strongyloides ransomi* y *Trichuris suis*. Siendo el líquido el que contenía un mayor número de huevos de nematodos y el desarrollo de larvas.¹⁷

También la excreta porcina se ha clasificado como un reservorio de infección para *Toxoplasma gondii* y diferentes especies de *Sarcocystis spp.*^{7, 18}

PRINCIPALES USOS DE LAS EXCRETAS.

Las excretas se han utilizado principalmente como fertilizantes, en la producción de biogas y como ingrediente en la alimentación animal.¹²

Fertilizante. Es el principal uso en nuestro país,⁵ los nutrientes de interés agrícola que aporta el estiércol de cerdo son nitrógeno, fósforo, potasio, materia orgánica, magnesio y calcio,^{5, 19} aunque su valor como fertilizante depende de como es almacenada y aplicada en los terrenos de cultivos. De manera general tiene un menor valor cuando proviene de lagunas de oxidación en comparación con las que provienen de almacenamiento profundo, o bien cuando su manejo es como sólidos.¹²

Dentro de las desventajas que presentan las excretas al usarse como fertilizantes, sobresale que su aplicación diaria no es posible, por lo que requieren un almacenamiento previo. Se ha estimado que un almacenamiento de 60 días convierte una porción de nitrógeno orgánico en nitrógeno amoniacal, mientras se almacenan se pierde el 20% del nitrógeno total. Un plazo más largo de 180 días o más provoca pérdidas del 60% o más del nitrógeno de las excretas,²⁰ el almacenamiento puede ser fuente de malos olores. Además existe pérdida de nutrientes por lixiviación en los cultivos.¹²

También se tiene el riesgo de contaminar el subsuelo cuando se aplican cantidades excesivas de excretas crudas o tratadas incorrectamente en forma directa en la tierra.²⁰

La utilización de las excretas como fertilizante depende no sólo del poder autodepurador del suelo sino también de las extracciones de los cultivos.¹⁹ Es decir, que existen cultivos que no utilizan en su totalidad los altos contenidos de nitrógeno y fósforo de las excretas,¹² los excedentes pueden llegar a corrientes de agua donde estimulan el crecimiento de bacterias y plantas acuáticas que reducen la cantidad de oxígeno disponible en el agua produciendo muerte de peces y organismos acuáticos.^{20, 21}

Producción de biogas. El proceso involucra la conversión de carbohidratos a metano y dióxido de carbono. Durante este proceso se producen tres tipos de bacterias; las primeras son bacterias fermentativas que hidrolizan los polisacáridos a azúcar y posteriormente a piruvato; el piruvato es dividido en acetato, H₂ y CO₂, o bien, en propionato, butirato o etanol. También los lípidos y las proteínas son catabolizados. Después se producen las bacterias acetogénicas productoras de H₂, que oxidan el propionato, butirato o etanol a acetato, CO₂ y H₂. Las últimas bacterias que surgen son las metanogénicas que transforman los productos de las bacterias anteriores a metano y CO₂.¹² El biogas es inoloro y cuando proviene de una digestión estable contiene entre 60 y 80% de metano.²²

Las ventajas que presenta este proceso es que ofrece una fuente de combustible, reduce la demanda bioquímica de oxígeno y de sólidos totales en un 80 y 90%, el olor es eliminado, la reducción de patógenos es mayor al 99% en 20 días de retención, la mitad del nitrógeno orgánico se convierte en amoníaco, así como una pequeña cantidad de fósforo y potasio se sedimentan en el lodo.²² Las principales desventajas del proceso son que requiere una alta infraestructura inicial y su costo es elevado.³

Alimentación animal. La ventaja de su utilización en la alimentación animal es su elevado aporte de nutrientes, principalmente nitrógeno y minerales,⁴ aunque este varía de acuerdo al tipo de dieta que reciben los cerdos y la eficiencia con que se recolectan los sólidos, al igual que de la etapa de producción.^{3, 12, 14, 21} Duarte *et al.*,³ encontraron que las excretas porcinas tenían un mayor contenido de proteína cruda en las etapas de iniciación y finalización, así como un mayor contenido de minerales en las reproductoras.

Se estima que el valor de la proteína cruda varía desde 8 hasta 19% en base seca y en base fresca desde 8 hasta 31%, además las excretas contienen 32% de fibra neutro detergente, 15% de fibra ácido detergente, 9.16% de celulosa, 16.3% de hemicelulosa y 0.3% de lignina, estas características hacen que puedan ser utilizada eficientemente por los rumiantes. ¹⁴ Los aminoácidos que se encuentran son: fenilalanina 0.87%, lisina 1.11% arginina 0.67%, treonina 0.80%, metionina 0.58%, isoleucina 1.03% y leucina 1.57%. ²¹

El nivel de calcio varía desde 1.62 a 4.28%, el fósforo de 0.49 a 1.6%, el potasio de 1 a 2.6% el magnesio de 0.08 a 0.64% y el sodio de 2.6 a 0.45%. ¹⁴

Aún cuando es importante considerar que las excretas de pollos de engorda son más altas en proteína cruda y energía digestible que las excretas de los porcinos y los bovinos, ¹² y que las heces de porcino tienen un mayor valor nutritivo que las de bovino, ^{3, 4} esta diferencia se debe a la actividad digestiva y metabólica, y a la composición de la dieta, así como al tipo de alojamiento y manejo de los animales, a la forma de recuperación de las excretas y su almacenamiento. ⁴

Otras ventajas son que requiere poca infraestructura y tecnología, ²² reduce el volumen de desechos a manejar, reduce el volumen total de agua a utilizar en la granja, lo que facilita la separación de sólidos. ^{21, 23} Además, de ser una materia prima disponible todo el año. ⁴ Las formas más comunes de suministro son fresca, seca o ensilada, siendo la primera la manera más común ya que se ha visto que su almacenamiento afecta su valor nutritivo por la pérdida de nutrientes. ¹⁴ Pero el riesgo de reciclar microorganismos patógenos es elevado ⁷ por lo que se requiere de un tratamiento previo.

La utilización de las excretas porcinas no soluciona toda la contaminación ya que las especies en que se reciclan generan a su vez desechos, sin embargo, las excretas de rumiantes tienen un menor valor contaminante por provocar una disminución de la demanda bioquímica de oxígeno y por presentar menor concentración de nitrógeno, fósforo y otros elementos. ⁴

Salazar⁹ menciona que la utilización del estiércol porcino en la alimentación de los mismos cerdos contribuye a disminuir la contaminación en un 8.10% el cual se puede incrementar si se toma en cuenta su uso en otra especie como el caso de los rumiantes.

Además, Fontenot *et al.*¹² compararon el uso de las excretas porcinas como fertilizante, como alimento o bien como generador de metano, y determinaron que el uso más redituable estaba en la alimentación en un 79%, seguido por el empleo como fertilizante en un 11% y finalmente como generador de metano en un 10%. Por lo que el mayor valor de los desechos se encuentra en las recirculación en la alimentación animal.⁹

Otros usos que se están aplicando son la humificación de la materia orgánica de las heces a través de su utilización por las lombrices de tierra,²⁴ o bien, como sustrato para la producción de larvas de mosca como fuente de proteína para lechones.²⁵

TRATAMIENTOS DE LAS EXCRETAS.

Los tratamientos previos son importantes para la destrucción de patógenos, para el mejoramiento del almacenamiento, la palatabilidad y facilitar su manejo. Se han clasificado en físicos, químicos y biológicos.^{13, 26}

TRATAMIENTOS FÍSICOS.

Los tratamientos físicos incluyen la separación de líquidos y sólidos, así como la deshidratación o desecación.^{9, 26}

Separación de sólidos. Las fosas por gravedad, los separadores de cascada y los tornillos de prensa son separadores de sólidos, que se usan para apartar el alimento no digerido⁴ de los líquidos antes de su uso o almacenamiento.²⁰ Las ventajas de este método son: que evita el sobrellenado de las canales de riego, de las lagunas o cualquier estructura de almacenamiento. Los separadores recuperan del 25 al 30% de sólidos, reduce la demanda bioquímica de oxígeno de un 15 a un 30%, disminuye los sólidos suspendidos de un 20 a

un 40%, recupera del 20 al 25% de los nutrientes, reduce el nitrógeno, el fósforo y el potasio de un 20 a un 25% e incrementa la aceptación de los sólidos por los animales.^{20, 27}

Las desventajas son que los sólidos separados deben ser manejados para reducir el olor y el número de moscas, los separadores requieren mantenimiento, existe una alta pérdida de nutrientes si el líquido no es utilizado, se estima que el 50% del nitrógeno es arrastrado por la fracción líquida cuando se separa; requiere una inversión inicial costosa al igual que para el mantenimiento y la operación del equipo, además que el mayor potencial contaminante son los sólidos.^{5, 26}

Deshidratación o desecación. Este método es de los más utilizados en México,^{5, 27} y puede realizarse de forma natural o artificial. La desecación natural es la más comúnmente empleada y consiste en exponer las excretas a los rayos solares en un terreno amplio localizado al lado de la granja para ser periódicamente removida. Las ventajas de este método son: la nula utilización de energía eléctrica, bajo costo de mano de obra para el secado, facilita el almacenamiento e incorporación en la dieta y representa una baja inversión.⁵ Las desventajas son: pérdida de nitrógeno desde 35 a 40%.^{12, 13, 23} destrucción parcial de patógenos, requiere de pulverización del material aglutinado^{26, 28} causa gran proliferación de moscas y olores sobre todo cuando se realiza al aire libre,^{5, 27} además de que sólo la porción sólida es utilizada.^{27, 28}

Mientras que la desecación artificial proporciona una materia seca con una buena aceptación por los animales, facilita su incorporación dentro de la dieta y facilita su almacenamiento, por las altas temperaturas mata a los microorganismos patógenos y elimina los olores. Las desventajas son: que existe contaminación del aire durante el proceso, requiere de equipo que controle el olor durante el proceso, el alto costo de la energía eléctrica, el costo del equipo para la recolección y transportación al deshidratador.^{4, 26}

TRATAMIENTOS QUÍMICOS.

Los tratamientos químicos han sido utilizados más como una alternativa después de los tratamientos aeróbicos y anaeróbicos,²⁹ o bien, cuando el estiércol se quiere recircular inmediatamente. Estos incluyen el mezclado de bactericidas biodegradables, que se usan en un corto período, el uso de solventes para extraer proteína⁹ así como el uso de coagulantes inorgánicos seguidos de una fase de lodos activados.^{4,29}

Las ventajas son que los olores son controlados, incrementan la aceptación por el animal, requieren baja energía para su labor, pueden ser utilizados en sólidos y líquidos. Las desventajas son que requieren diaria recolección y procesamiento, equipo para el mezclado, los productos químicos son costosos y no siempre están disponibles en el mercado, algunos son corrosivos por lo que representan un riesgo en su manejo y tiene un corto período de almacenamiento.^{4, 26, 27}

TRATAMIENTOS BIOLÓGICOS.

Los procesos biológicos incluyen la fermentación microbiológica por métodos anaerobios y aerobios que degradan el nitrógeno no proteico a proteína unicelular y el ensilaje.^{9, 27}

Lagunas de estabilización. Son utilizadas para la recolección, almacenamiento²⁰ y degradación de la materia orgánica,³⁰ permiten el uso del nitrógeno no proteico en su transformación a proteína unicelular (microbiana),^{4, 26} son ideales en zonas donde existe disponibilidad suficiente de agua.^{4, 20} Se han clasificado en lagunas anaeróbicas, donde el proceso biológico se realiza sin la presencia de oxígeno; lagunas aeróbicas cuando el proceso biológico se genera a través de bacterias aeróbicas, donde se mantiene la aerobiosis con un ciclo de fotosíntesis; y lagunas facultativas donde se lleva a cabo los procesos anaeróbicos y aeróbicos, el primero en el fondo y el segundo en la superficie.³⁰

Las lagunas anaeróbicas tienen como ventajas la reducción de olores, destrucción de patógenos,^{13, 20} sirve de almacenamiento del agua residual hasta que el cultivo y el clima

(no en lluvias) permitan su aplicación, o bien cuando van a ser utilizadas en la alimentación. Las desventajas son: que hay una reducción de nutrientes, su proceso requiere que los residuos permanezcan varios días para que se realice la actividad bacteriológica,²⁰ además requieren espacios grandes y la mayoría de las granjas no cuentan con suficiente terreno para este tratamiento aunque este espacio es menor al que requieren las lagunas aeróbicas, ya que se puede incrementar la capacidad aumentando la profundidad (2.50 a 4.50 m).^{4, 20}

Las lagunas aeróbicas consisten en que el estiércol diluido sea conducido a una fosa, alrededor de la cual se instalan aereadores electromecánicos que inyectan aire en los residuos líquidos con el fin de que sufran una oxidación para posteriormente ser estabilizado.^{5, 20}

Las ventajas de este sistema son: el fácil manejo, permite la reutilización de los líquidos tratados, puede incorporarse un sistema de tamizado que permita el reuso de la fracción sólida,⁵ reduce los olores, el sistema puede integrarse a la transportación y al almacenamiento.²⁶ Dentro de las desventajas son que requiere equipo y mantenimiento especializado, requiere del consumo constante de energía eléctrica por los aereadores, lo elevado del costo de inversión, existe la pérdida de nitrógeno y necesita la permanencia de los residuos durante 8 días.^{4, 5}

Ensilaje. El ensilaje de los residuos sólidos porcinos parece ser un método viable en la recirculación de las excretas como alimento,^{4, 13, 23} debido a que se considera un método económico, sencillo que sólo requiere de una fuente de carbohidratos de fácil degradación para inducir el proceso,⁹ por la pobreza energética de las heces.⁴

Las ventajas que representa son que mejora la palatabilidad, mejora el consumo, existe poca pérdida de nutrientes, permite el almacenamiento, controla los patógenos, elimina los olores,^{13, 26} puede reutilizarse la fracción líquida ya que libera a las aguas residuales de materia orgánica disuelta mejorando su calidad biológica.^{9, 26} Las desventajas son que

pueden incorporarse materiales indeseables y requiere silos herméticos para el proceso y éxito del ensilaje.^{26,27}

El ensilaje es un método de conservación de forrajes o subproductos alimenticios que presenta poca pérdida de nutrientes,^{31,32} para el cual es necesario mantener el sustrato ensilado en condiciones anaeróbicas, esto se logra mediante la compactación y la eliminación de aire.^{32,33}

El proceso de fermentación que ocurre en el ensilaje se divide en dos fases una aeróbica y una anaeróbica. En la primera fase aeróbica o de respiración, la presencia de oxígeno entre la masa del forraje compactado y el existente en los espacios intersticiales, permite que continúe la respiración de las células provocando la oxidación de almidones y azúcares, produciéndose CO₂, agua y calor,³⁴ con la pérdida de materia orgánica y energía. El incremento de la temperatura puede acelerar la respiración hasta que se termina el oxígeno, o bien, las enzimas son inhibidas por la acidez.³⁵

La segunda fase anaeróbica inicia en la medida que el oxígeno desaparece, estimulando a las bacterias anaeróbicas facultativas, cuya función fermentativa ocurre con los azúcares hidrosolubles, lo que genera principalmente ácido láctico, y provoca a su vez un descenso del pH. Cuando el pH llega a 4.0 se inhibe toda actividad fermentativa.³¹

En los ensilados a base de excreta el descenso del pH ocurre de una manera más lenta que en los ensilados de forraje, este descenso parece ser debido a la capacidad buffer de las excretas y a la competencia de los microorganismos fecales con las bacterias acidolácticas.³²

El proceso de fermentación se ve inducido principalmente por la concentración y fuente de azúcares fermentables, de un 6 a 8%, como mínimo; de una temperatura de 35 a 37 °C y de una humedad del 60%.^{36,37}

CONTROL DE PATÓGENOS POR EL ENSILAJE.

Diversas investigaciones han determinado la sobrevivencia de los microorganismos patógenos durante el ensilaje de residuos sólidos porcinos.

Iñiguez *et al.*,²³ no detectaron bacterias coliformes después del día 7 de ensilado, en silos basados en excreta, melaza y paja de trigo; atribuyendo la destrucción al desarrollo de la acidez.

Hernández³⁸ encontró que el ensilaje disminuye notoriamente a la población de bacterias coliformes a los 30 días, mientras que *Clostridium perfringens* no disminuyó de manera importante.

Martínez³⁹ observó que en ensilados elaborados con fracción sólida, sorgo molido y melaza, *Escherichia coli* y *Salmonella choleraesuis* no sobreviven más de 72 horas; y que los virus de Enfermedad de Aujeszky y de la Enfermedad de Ojo Azul no subsisten dentro de las 24 horas en los ensilados, aunque considera que la destrucción de estos últimos es debida mayormente a la incapacidad del virus para sobrevivir fuera el huésped que al proceso de ensilaje.

Ciordia y Anthony⁴⁰ observaron que al ensilar durante 4 semanas estiércol obtenido directamente del recto de animales parasitados, los cuales tenían en promedio 278 huevos por gramo de heces de nematodos como *Trichostrongylus axei*, *Ostertagia ostertagi* y *Cooperia oncophora*, no se recobraron ningún tipo de larvas.

Farquhar *et al.*⁴¹ al inocular *Eimeria bovis* en una mezcla a base de excreta (60%) y pasto bermuda molido (40%), la cual se ensiló y se mantuvo a diferentes temperaturas (15, 25 y 35 °C) y tiempos (10, 15 y 20 días), encontraron que la sobrevivencia de los oocistos decreció conforme la temperatura y el tiempo de ensilaje se incrementaron. Es decir, que después de 10 días a 35 °C y 20 días a 25 °C, menos del 1% de oocistos fueron capaces de

esporular, mientras que a 15 °C más del 32% de oocistos permanecieron viables después de 20 días de incubación.

Gupta *et al.*⁴² mencionaron que la metacercaria de *Fasciola gigantica* fue destruida después de 20 días de fermentación al ensilar excretas de búfalo mezclado con paja de cáscara de arroz y melaza en una proporción de 65:25:10. Dicha mezcla fue inoculada con un 2% de *Streptococcus faecali*.

Juris *et al.*⁴³ observaron que al ensilar una mezcla de trébol y pasto, más del 67% de los huevos sin embrionar de *Ascaris suum* permanecieron viables por 42 días, que fue el período de observación, y que huevos sin embrionar y larvas infectivas (L₃) de *Oesophagostomum spp.* fueron reducidos en un 93 y 97% respectivamente, concluyeron que la diferencia de viabilidad de los huevos de estas especies se debían al espesor de la pared.

Pavlov *et al.*, referido por Iñiguez *et al.*,²³ observaron que los huevos y larvas de *Ascaris suum* (ascáride porcino), *Parascaris equorum* (ascáride equino) y *Dictyocaulus filaria* (verme pulmonar de corderos) no son infectivos después de tres meses de ensilado.

Strauch y Ballarini⁷ mencionaron que los huevos de parásitos y larvas son destruidos dentro del proceso de ensilaje como resultado de las altas temperaturas y del descenso del pH.

PARASITOSIS MÁS COMUNES EN LAS PIARAS.

El sistema de producción tiene una influencia sobre el ambiente y por lo tanto sobre el desarrollo y la sobrevivencia de los estados de vida libres de los parásitos en las granjas porcinas.^{44,45}

Castañeda⁴⁶ realizó durante 6 meses, la determinación de los parásitos presentes en unidades de producción intensiva, semiintensiva y familiar, en el estado de Hidalgo.

Encontró que los parásitos más frecuentes en los diferentes tipos de explotación fueron: *Eimeria spp.*, *Ascaris suum*, *Oesophagostomum dentatum* y *Hyostromylus rubidus*. Además observó un mayor número de estos parásitos en las explotaciones de tipo familiar y semiintensivo que en las de tipo intensivo. Mientras que *Trichuris suis* no se encontró en las explotaciones de tipo semiintensivo e intensivo.

Un estudio llevado a cabo en Dinamarca, destacó que *Ascaris suum*, *Oesophagostomum spp.*, *Trichuris suis* y *Strongyloides ransomi*, pueden completar su ciclo de vida en corrales. Únicamente *Ascaris suum* y *Oesophagostomum spp.* tienen éxito generalizado en los sistemas intensivos. El último de estos es más sensible a los factores de mantenimiento del sistema intensivo que *Ascaris suum*.^{44, 45}

Roepstorff y Nansen^{44, 45} encontraron en sistemas intensivos un mayor número de huevos por gramo de *Ascaris suum* en los cerdos en crecimiento, mientras que *Oesophagostomum spp.* se encontró en mayor número en las cerdas, aunque su cantidad fue más pequeña.

La presencia de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum spp.* en los cerdos en sistemas de producción intensivos tiene un impacto económico.⁴⁴

ASCARIS SUUM.

Ascaris suum es un vermes redondo, con un período de prepatencia de 6 a 8 semanas. Normalmente los adultos se encuentran en el intestino delgado,^{44, 45} y en infecciones masivas puede encontrarse en el coledoco y conductos biliares,⁴⁷ su número es limitado únicamente a 5 o 10 adultos, viven un largo período y producen una gran cantidad de huevos. La cantidad de huevos tiene una correlación positiva con el tamaño de la hembra adulta.⁴⁵

Los huevos tienen una pared de gran espesor que los hace resistentes a agentes químicos y a la desecación.⁴⁵ Esta pared se encuentra rodeada por una especie de material albuminoso con protuberancias que le dan un aspecto rugoso. También presenta una capa externa

albuminoide, una capa media transparente, una capa gruesa derivada del glucógeno y una membrana vitelina impermeable de material lipóide que se encuentra ausente en los huevos larvados.⁴⁷

Ascaris suum tiene un ciclo biológico directo. Cuando los vermes llegan a la madurez sexual copulan y las hembras inician la postura, los huevos son expulsados con las heces al ambiente,⁴⁷ donde pueden permanecer viables por 10 años.⁴⁵ Bajo condiciones favorables de temperatura (16 a 30 °C),^{46, 47, 48, 49} humedad (60 - 85%)^{47, 48} y aereación^{48, 51} los huevos larvan al cabo de 30 días, aunque el tiempo varía según la temperatura⁵¹ a larva 2, que es la fase infectiva;⁴⁷ sin embargo, un estudio reciente ha demostrado que la larva sufre dos mudas dentro del huevo y que el estado infectivo es la larva 3 de tal manera que el estado de larva 1 ocurre entre el día 17 y 22, el segundo estado se da entre el día 22 y 27 y el estado de larva 3 ocurre a partir el día 27, a una temperatura de 18 a 22 °C.⁵⁰

La infección ocurre cuando el huevo infectivo es ingerido y la larva es liberada por los jugos gástricos (1 hora) posteriormente atraviesa el epitelio intestinal, la mucosa y llega al torrente sanguíneo (2 horas) por las venulas mesentéricas, hasta llegar al hígado a través de la vena porta. En este órgano causa las llamadas manchas de leche que no son más que los vermes estancados. Del hígado pasan al corazón y pulmón presentando una emigración hepato-cardio-pulmonar, puede llegar por vía sanguínea o bien, por la vía linfática al corazón y pulmones.⁴⁷

En el parénquima pulmonar muda y se vuelve tercera larva (hacia los 15 días) una vez que alcanza el estadio 4 ocasiona numerosas lesiones. Posteriormente abandona los alveolos y migra por los bronquios a las vías respiratorias altas hasta la faringe donde por el reflejo tusígeno es deglutida hacia el tubo digestivo, y finalmente se establece en el intestino delgado, realiza su última muda y alcanza el estadio de larva 5 entre los 25 y 29 días aunque a veces lo realiza en tan sólo 5 días. Aquí crece y alcanza el estadio adulto donde nuevamente inicia la postura y el nuevo ciclo.⁴⁷

La infección con huevos larvados de *Ascaris suum* desarrolla una fuerte inmunidad, que depende del nivel y del tiempo de exposición.^{44,45} También se ha observado que en cerdos altamente expuestos algunos meses, la larva entrante es muerta antes de que alcance el hígado.⁴⁴

La infección subclínica tiene un impacto negativo en la economía.⁵² Un estudio llevado a cabo por Hale *et al.*⁵³ demostró que al infectar cerdos con 60,000 huevos infectivos de *Ascaris suum*, disminuyó en un 13% la ganancia diaria de peso y el peso final. Infecciones con 20,000 huevos no tuvieron efecto sobre el coeficiente de digestibilidad de la materia seca, proteína cruda y la energía.

Anderson⁵⁴ estudió la influencia de *Ascaris suum* sobre el rango de crecimiento de cerdos y observó que decreció en un 20% comparado con el grupo control. Este bajo crecimiento fue causado por la migración de la larva a pulmón y por la presencia de este parásito adulto en los intestinos.

Se ha observado que con una única infección, la estabilidad del número de parásitos adultos en el intestino tuvo una correlación negativa con el tamaño de la dosis inoculada.⁴⁴ Sin embargo, Strankiewicz *et al.*⁵⁵ infectaron experimentalmente a cerdos jóvenes y observaron que una dosis única de 10,000 huevos de *Ascaris suum* no originó la infección, sino que requirieron de dosis múltiples (1,000 huevos) para producir una infección. En esta investigación se sugirió que los cerdos jóvenes que fueron repetidamente infectados se volvieron más susceptibles a la infección por *Ascaris suum*.

Es importante mencionar que *Ascaris suum* puede ocasionar lesiones en otras especies de animales aparte del cerdo. Mitchell y Linklater citados por Strauch y Ballarani,⁷ observaron que el 70% de los hígados de corderos de engorda decomisados presentaban lesiones relacionadas con *Ascaris suum*. En forma adicional Tree, Jepsren y Hilton, citados por los mismos investigadores, encontraron una asociación estadística entre el daño de los hígados de corderos con el uso de afluentes porcinos para riego de los pastos.

Krupicer *et al.* ⁵² infectaron experimentalmente a corderos con dosis bajas de 100 y 1000 huevos infectivos por día, durante 23 días y observaron que no hubo efecto sobre el peso al compararlo con el control, pero existió un incremento de la temperatura y la frecuencia respiratoria al 6° día después de la infección. Los animales presentaron leucocitosis y eosinofilia al día 14. Los cambios patológicos que se observaron en el hígado fueron la aparición de bandas blanco-gris en la superficie, lo que indica la emigración de *Ascaris suum* como en los cerdos. Al día 19 después de la infección los pulmones de los corderos presentaron múltiples nódulos en el parenquima. Después del 14 días los nódulos se observaron esporádicamente.

McLennan ⁵⁶ reportó un caso de infección con *Ascaris suum* en bovinos que fueron alimentados con excreta seca de cerdo, la cual se proporcionó *ad libitum*. Diez días después de ser introducida la excreta en la dieta los bovinos desarrollaron los signos respiratorios agudos, y se encontraron larvas de *Ascaris suum* en el tejido de bronquios y pulmón.

McCraw ⁵⁷ infectó experimentalmente a bovinos a la 4ª y 7ª semanas de edad con 2,000,000 de huevos infectivos. Al 5° día se hallaron en el hígado y fueron más abundantes los días 7 y 9 en los pulmones. El lento crecimiento de las larvas en la segunda infección fue evidente por la resistencia a *Ascaris suum*. No se observaron cambios patológicos en la canal. Únicamente se encontraron focos blancos en la superficie del hígado al tercer día de infección. La disminución rápida del número de *Ascaris suum* en los pulmones después del 9° días fue atribuida a la inmovilización o muerte de las larvas después de la reacción inmunológica.

OESOPHAGOSTOMUM SPP.

Es un verme nodular de los cerdos. Las especies más comunes son *Oesophagostomum dentatum* y *Oesophagostomum quadrispinulatum*. Este verme se encuentra en el ciego y colon. Tiene un ciclo de vida directo. En el momento que alcanzan la madurez sexual en el intestino grueso, copulan y se inicia la postura de los huevos por las hembras, los huevos

son puestos en el ambiente a través de las heces. En el medio los huevos se desarrollan a larvas 1, larvas 2 y larvas 3, este último es el estadio infectivo que lo alcanza a los 6 o 7 días ⁴⁷ en condiciones favorables de temperatura (15 a 20 °C) y humedad (79.5 a 95.5 %).

⁵⁹ Cuando el cerdo ingiere el estadio L₃ alcanza las vías digestivas, penetra a la submucosa del intestino grueso formando pequeños nódulos en el ciego y en el colon. Una vez que alcanza un tamaño de alrededor de 4 mm, salen a la luz intestinal donde alcanzan la madurez sexual copulan y se inicia el ciclo. ⁴⁷

En infecciones experimentales se han observado de 5000 a 15000 adultos y el número de larvas presentes puede ser mucho mayor. ^{43, 44}

Los huevos y las larvas preinfectivas (L₁, L₂) son sensibles a la desecación, pero las larvas infectivas (L₃) son más resistentes y sobreviven en el exterior un año. ^{58, 59}

De acuerdo con un estudio realizado por Talvik *et al.*, ⁶⁰ el período de prepatencia de *Oesophagostomum dentatum* y *Oesophagostomum quadrispinulatum* no fueron diferentes significativamente, al infectar cerdos con 1000 y 2000 larvas infectivas; los huevos fueron excretados a los 18 y 24 días siendo la media observada 20.2 ± 1.4 días.

Talkin *et al.* ⁶¹ observaron que la estabilidad de los vermes era más alta en los cerdos que fueron inoculados con 200 larvas infetivas de *Oesphagostomum dentatum* que en los cerdos inoculados con 2000 y 20000 larvas infectivas L₃.

La infección de las cerdas con *Oesophagostomum dentatum* tiene una influencia negativa sobre el peso corporal de la cerda durante el ciclo reproductivo y el desarrollo de los lechones no destetados. ⁴⁸

JUSTIFICACIÓN.

Actualmente se reciclan las excretas porcinas como parte del alimento de la misma u otras especies (rumiantes), como una alternativa para disminuir los costos por alimentación y los problemas de contaminación ambiental. Sin embargo, su uso sin un tratamiento previo representa un riesgo de transmisión de patógenos, debido a la presencia de parásitos y otros microorganismos patógenos en las excretas. Por tal motivo se han buscado tratamientos o procesos biológicos que destruyan los microorganismos presentes, de los cuales el más factible es el ensilaje. Pero existen pocos estudios acerca del efecto del ensilaje sobre los parásitos, por esta razón se realizó el presente estudio.

HIPÓTESIS.

El proceso de ensilaje afecta la viabilidad de los huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*, así como de las larvas infectivas L₃ de *Oesophagostomum dentatum*, presentes en las excretas porcinas, conforme aumenta el tiempo de ensilaje.

OBJETIVO GENERAL.

Determinar el efecto del proceso de ensilaje sobre la viabilidad de los huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*, así como de las larvas infectivas L₃ de *Oesophagostomum dentatum*.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS.

- a) Establecer y cuantificar la presencia de huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*, en las excretas porcinas de animales de traspatio, así como definir su viabilidad.
- b) Aislar y elaborar un inóculo de huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*.
- c) Obtener larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum* a partir de excretas porcinas positivas de este parásito, así como elaborar un inóculo de larvas.
- d) Observar la viabilidad de las fases de desarrollo de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum* en el proceso de ensilaje a diferentes tiempos de apertura (0, 7, 14, 28 y 56 días) de los frascos o microsilos.

MATERIAL Y MÉTODOS.

El presente estudio se realizó en el Laboratorio de Hemoparásitos y Helminología del Centro Nacional de Servicios de Constatación en Salud Animal, perteneciente a la Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural (SAGAR), localizado en el km 11.5 de la carretera Cuernavaca – Cuautla, Estado de Morelos.

Las materias primas utilizadas en la elaboración de los microsilos (fracción sólida de excretas, sorgo molido y melaza) fueron obtenidas del Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Producción Porcina (CEIEPP) perteneciente a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, de la Universidad Nacional Autónoma de México, localizado en Jilotepec, Estado de México.

A la fracción sólida de excretas porcinas se le realizó la técnica de flotación para establecer la presencia de parásitos. Debido a que resultó positiva, fue analizada por la técnica de McMaster⁴⁷ y se encontró una carga parasitaria de 50 huevos por gramo (HPG) de *Ascaris suum*. Para lo anterior, se obtuvo una muestra de aproximadamente 1 kg de fracción sólida de diferentes sitios elegidos al azar, la cual fue homogeneizada y a partir de ésta, se obtuvieron 10 submuestras para la técnica de McMaster.

Obtención de huevos de *A. suum* y *O. dentatum* inoculados. A partir de las excretas de 5 cerdos de traspatio, localizados en Xoxocotla, Municipio de Puente de Ixtla, en el Estado de Morelos se obtuvieron los huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*.

Una vez que se determinó que los animales estaban parasitados, se recolectaron 1.6 kg de excretas porcinas del recto de esos animales de traspatio, en bolsas de plástico, las cuales fueron mantenidas a una temperatura de refrigeración (4 °C) hasta su procesamiento en el laboratorio.

Estas excretas porcinas fueron evaluadas con 10 repeticiones de la técnica de McMaster para la cuantificación, encontrando un promedio de $2,090 \pm 743$ HPG de *Ascaris suum* y $2,190 \pm 748$ HPG de *Oesophagostomum dentatum*.

Preparación del inóculo de huevos de *A. suum* y *O. dentatum*. Los huevos de ambos parásitos fueron aislados de las excretas, homogeneizando 800 g de heces en agua destilada hasta adquirir una consistencia espesa, luego las heces fueron coladas con el fin de retirar los materiales más gruesos utilizando un tamiz, con una apertura de 177 mm. Posteriormente fueron lavadas con agua destilada por medio de sedimentación y decantación a una relación volumen/volumen (v/v); dejando un periodo de sedimentación de 12 horas. Después de esto, fueron centrifugadas a 100 gravedades durante 4 minutos con solución de cloruro de sodio (NaCl) con una densidad de 1.20, siendo decantado y guardado el sobrenadante, mientras que el sedimento fue nuevamente centrifugado con la misma solución una vez más y finalmente eliminado.⁶²

Al sobrenadante se le incorporó agua destilada en una relación v/v, y se dejó sedimentar por 12 horas, después de este tiempo se decantó y se eliminó el sobrenadante.

Cuantificación del inóculo de huevos. A este último sedimento (inóculo) se le estableció el número de huevos por cada género. Para su cuantificación se tomaron 10 gotas de 2 μ l cada una, utilizando una micropipeta, siendo homogeneizado el inóculo entre cada toma con una varilla de vidrio con movimientos de zig - zag, 5 gotas fueron colocadas en un portaobjetos y se realizó la observación y cuantificación al microscopio. La cantidad promedio resultante fue de 5.8 huevos de *Ascaris suum*/ 2 μ l y de 5.0 huevos de *Oesophagostomum dentatum*/ 2 μ l. Que al considerar el volumen del inóculo (1 litro) se estableció una cuenta de 2,900,000 huevos de *Ascaris suum* y 2,500,000 huevos de *Oesophagostomun dentatum*. Esta cantidad se ajustó a 2,000,000 por género en 800 ml para mantener un control positivo de viabilidad; y se dividió entre 50 que fue el número de microsilos que fueron infestados resultando un volumen de inóculo por microsilo de 16 ml que corresponden a 40,000 huevos de cada género.

Los 16 ml de inóculo fueron tomados con una pipeta de 25 ml adaptada a una pipeta de aire, homogeneizando el inóculo todo el tiempo como fue descrito en el párrafo anterior; y se colocaron en frascos de vidrio (6 cm de largo x 4 cm de diámetro), y posteriormente fueron vertidos a la mitad de los microsilos en la parte central.

Obtención del inóculo de larvas infectivas L₃ de *O. dentatum*. Las larvas del género *Oesophagostomum dentatum* fueron obtenidas por coprocultivo con el método de hule espuma,⁶³ para lo cual se homogeneizaron 800 g de heces en agua destilada hasta tener una consistencia espesa; este homogeneizado fue mezclado con trozos de hule espuma en una relación 1: 4 de homogeneizado y hule espuma, siendo finalmente colocados en envases de plástico (24 cm de largo x 12.5 cm de diámetro), incubados a temperatura ambiente, tapados con gasa, humedecidos y movidos diariamente, durante 7 días (de acuerdo a su ciclo de vida).⁶² Para aislar las larvas se utilizó el método de Bearmann de embudo,⁴⁷ dejándolo por 12 horas, después de este tiempo, las larvas fueron concentradas en 4 tubos de centrifugación con una capacidad de 50 ml, y de los cuales 2 tubos fueron aforados a 25 ml y dos a 30 ml, posteriormente se mantuvieron en refrigeración por 12 horas. Después de éste tiempo se estableció el número de larvas en cada tubo utilizando una micropipeta de 2 µl, habiendo homogeneizado en zig-zag de la misma forma que el inóculo de huevos. Las cantidades promedio fueron las siguientes 33.8 L₃/ 2 µl, 9.7 L₃/ 2 µl, 44.4 L₃/ 2 µl, 45.3 L₃/ 2 µl, respectivamente. Que multiplicados por el volumen de cada tubo resultaron en las siguientes cantidades de larvas infectivas L₃: 422,500, 121,250, 666,000, 679,500, estos valores fueron sumados dando la cantidad de 1,889,250 de larvas infectivas L₃. Finalmente se concentraron los 4 tubos en un vaso de precipitado dando un volumen de 150 ml. De estos, para asegurar que hubiera un control positivo, se tomaron 130 ml (que representaron 1,637,350 larvas L₃) y se dividieron entre 50 microsilos, dando una cantidad de 2.6 ml de dosis por microsilo. Del mismo modo que con los huevos, está cantidad fue medida utilizando una pipeta 25 ml adaptada a una pipeta de aire, siendo el inóculo homogeneizado con una varilla de vidrio movida durante todo el tiempo de la toma en zig-zag. Los 2.6 ml se colocaron en tubos de ensaye, dando una cantidad de 31,487 larvas infectivas (L₃) de *Oesophagostomum dentatum* por microsilo.

Preparación de la mezcla para ensilar. La mezcla para ensilar se elaboró utilizando 123 kg de fracción sólida de excretas porcinas (82%), 15 kg de sorgo molido (10%) y 12 kg de melaza (8%). Estos materiales se mezclaron de forma manual.

Elaboración e inoculación de los microsilos. Los microsilos se prepararon en recipientes de plástico opaco de 15 cm de largo x 10 cm de diámetro con tapa de rosca.

Los recipientes correspondientes al tratamiento ensilado se llenaron y se compactaron hasta la mitad, colocando capas de aproximadamente 3 cm de espesor que fueron compactadas con una botella de fondo plano,³⁹ posteriormente fueron infestados y se terminaron de llenar de la misma forma, para ser finalmente tapados utilizando la tapa de rosca de los recipientes plásticos.

Por otra parte, los recipientes con tratamiento no ensilado únicamente se llenaron sin compactar hasta la mitad, fueron igualmente inoculados y se terminaron de llenar sin compactar, se taparon con gasas para evitar que las moscas ovopositarán.

Diseño experimental. Se utilizó un diseño de parcelas divididas donde la parcela grande fue el proceso ensilado o no ensilado y las parcelas chicas fueron los días de apertura de los microsilos (0, 7, 14, 28 y 56 días).

Estos tratamientos se aplicaron tanto a los huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum* que fueron inoculados en un mismo microsilo, como a las larvas infectivas (L₃) de *Oesophagostomum dentatum* que se inocularon en microsilos diferentes. Se utilizaron 5 repeticiones para cada tratamiento dando un total de 100 microsilos.

VARIABLES DE RESPUESTA. Como variables de respuesta ha estudiar fueron el pH, la temperatura y la humedad dentro de los microsilos, a los diferentes días de apertura; el número de huevos de *Ascaris suum* y de *Oesophagostomum dentatum*, el porcentaje de viabilidad de los huevos de *Ascaris suum* y de *Oesophagostomum dentatum*, así como la viabilidad de las larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum*.

Medición de pH, temperatura y humedad. Al destapar cada recipiente se midió inmediatamente la temperatura del interior del microsilo utilizando un termómetro de mercurio con una escala de -10°C a 110°C . Además se midió la temperatura ambiental del lugar de almacenaje (caseta techada con laminas de asbesto) durante todo el período que duró el experimento. Se utilizó un termómetro de máximas y mínimas.

También se determinó el pH utilizando 10 g de muestra del microsilo disuelta en 100 ml de agua destilada la cual se agitó cada 10 min durante 30 min,³² y finalmente fue medido con un potenciómetro portátil modelo pH 10 de la marca Conductronic.

El porcentaje de humedad se determinó utilizando 2 g de cada recipiente, los cuales fueron colocados en una estufa a 60°C durante 24 horas.³²

Cuantificación de los huevos de *A. suum* y *O. dentatum* en los microsilos. El contenido de cada recipiente (microsilo) fue vaciado en bolsas de plástico y homogeneizado sacudiendo la bolsa. Posteriormente se tomaron 3 muestras de 2 g para desarrollar la técnica de McMaster de 3 diferentes lugares elegidos al azar, para establecer la cantidad de huevos de ambos parásitos en los diferentes tiempos de apertura.

Determinación de la viabilidad. Para determinar la viabilidad de los huevos de *Ascaris suum*, se centrifugaron 10 g de cada recipiente (microsilo) a 1000 rpm durante 4 minutos en tubos de centrifugación de 50 ml con 35 ml de solución saturada de NaCl a una densidad de 1.20; posteriormente fueron lavados en tres tiempos con agua destilada, decantando el sobrenadante y el sedimento final fue puesto en cajas de petri (de 15 cm de diámetro), en las cuales se mantuvo en incubación a $30 \pm 2^{\circ}\text{C}$ durante 18 días.⁶² Las cajas de petri fueron agitadas dos veces al día para oxigenar.

La viabilidad de los huevos de *Ascaris suum* se determinó con base en la cantidad de huevos que larvaron y que su larva presentaba movimiento^{50, 62} durante la observación al microscopio; utilizando 10 huevos para la evaluación.

La viabilidad de los huevos de *Oesophagostomum dentatum* se determinó aislando los huevos de la misma manera que los huevos de *Ascaris suum*, pero con la diferencia de que estos fueron incubados a 27 ± 2 °C y examinados al 1 y 2 día.⁵⁸ La cuantificación se realizó del mismo modo que para *Ascaris suum*.

Debido a que el huevo podría desarrollarse a larva a partir del día 7, se colocaron 50 g de cada microsililo y se les aplicó el método de Baermann de embudo a los materiales del día 7, 14, 28, y 56.

Para establecer la viabilidad de las larvas infectivas (L₃) de *Oesophagostomum dentatum*, las larvas fueron recuperadas utilizando el método de Baermann de embudo para lo cual se usaron 100 g de la mezcla.

Las larvas separadas en el tubo de ensaye del método de Baermann, se transfirieron a un tubo de centrifugación de 20 ml y se dejaron sedimentar por una hora. Posteriormente se decantó el sobrenadante utilizando una pipeta Paster; y se dejó el sedimento de las larvas en 1 ml. De este se tomaron 3 gotas de 20 µl y al microscopio se contabilizó el número de larvas con movimiento.⁶⁴

El número de huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*, así como del número de las larvas infectivas (L₃) de *Oesophagostomum dentatum* se ajustó a una misma cantidad de material (455.50 ± 8.24 g) ya que existió una diferencia de peso en la mezcla que se colocó en los microsillos, debida a la compactación que implicó el proceso de ensilaje, en comparación con los microsillos no ensilados o control que no fueron compactados.

Análisis Estadístico. Los resultados fueron evaluados por medio del análisis de varianza para el diseño de parcelas divididas ⁶⁵ anteriormente descrito, de acuerdo al siguiente modelo:

$$Y_{ijk} = \mu + R_i + T_j + RT_{ij} + D_k + TD_{jk} + E_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = variable de respuesta (número de huevos y larvas viables por especie).

μ = media poblacional.

R_i = efecto de la i -ésima repetición, $i = 1, \dots, 5$.

T_j = efecto del j -ésimo tratamiento $j = 1, 2$.

RT_{ij} = error A, para probar R y T.

D_k = efecto de días en ensilado o no ensilado, $k = 1, \dots, 5$.

TD_{jk} = interacción tratamiento – días en ensilado o no ensilado.

E_{ijk} = error experimental.

Al existir diferencias significativas, se realizó la prueba de Tukey para comparación de medias. Además se estableció una correlación tipo Pearson del pH, temperatura y humedad con las variables: número de huevos de *Ascaris suum*, número de huevos de *Oesophagostomum dentatum*, porcentaje de huevos larvados de *Ascaris suum* y el número de larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum*.

Todos los análisis estadísticos se realizaron utilizando el paquete estadístico System Analytic Statistic (SAS). ⁶⁶

RESULTADOS.

Temperatura, pH y humedad. La temperatura de los microsilos inoculados con huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*, disminuyó ($P < 0.05$) del día 0 al 7, posteriormente aumentó en el día 14; después volvió a disminuir en el día 28 y al día 56 aumentó; tanto en ensilado como no ensilado o control (cuadro 1). De igual forma ocurrió en los microsilos inoculados con larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum* (cuadro 1 y 2).

En los microsilos sometidos a ensilaje e inoculados con huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*, el pH disminuyó ($P < 0.05$) a partir del día 7, y se mantuvo hasta el último día de experimentación (cuadro 1). De igual forma ocurrió en los microsilos ensilados inoculados con larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum*, el pH decreció a partir del día 7, se mantuvo hasta el día 28, y se acidificó aún más ($P < 0.05$) al día 56 (cuadro 1).

En los frascos no ensilados o control inoculados con huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum* el pH fue incrementándose ($P < 0.05$) a partir del día 7 y se mantuvo entre el día 28 y el día 56 (cuadro 1). Del mismo modo ocurrió en los frascos inoculados con larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum*, excepto por el día 56 que presentó un pH igual ($P > 0.05$) al del día 7 (cuadro 2).

El porcentaje de humedad en los ensilados fue igual ($P > 0.05$) en todos los días de experimentación, la variación fue la misma tanto en los microsilos inoculados con huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum* como en los inoculados con larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum* (cuadro 1 y 2).

El porcentaje de humedad en los frascos no ensilados o control, inoculados con huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum* aumentó ($P < 0.05$) los días 7, 14 y 28 con respecto al día 0, y disminuyó ($P < 0.05$) al día 56 (cuadro 1).

En los recipientes no ensilados o control inoculados con larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum* el porcentaje de humedad aumentó al día 7 ($P < 0.05$) y posteriormente se mantuvo un porcentaje igual los días 14 y 28 ($P > 0.05$), disminuyendo el día 56 ($P < 0.05$); de igual forma a lo que ocurrió en los microsilos inoculados con huevos de ambos parásitos (cuadro 2).

Además se observó que la humedad dentro de los frascos no ensilados o control se acumuló esencialmente en el fondo del envase, aproximadamente a 6 cm del fondo.

Número de huevos de *Ascaris suum*. El proceso de ensilaje no tuvo efecto ($P > 0.05$) sobre el número de huevos de *Ascaris suum* durante los 56 días de experimentación. En los frascos no ensilados o control, el número de huevos disminuyó ($P < 0.05$) el día 7, el día 14 el número se redujo todavía más ($P < 0.05$) siendo iguales a ($P > 0.05$) los días 28 y 56 (figura 1).

Viabilidad de los huevos de *Ascaris suum*. El porcentaje de huevos de *Ascaris suum* larvados fue igual ($P > 0.05$) en ambos tratamientos los días 0 y 7 de experimentación (100% vs 100% y 100% vs 94%). Posteriormente, el porcentaje de huevos de *Ascaris suum* larvados en los ensilados fue menor ($P < 0.05$) a los días 14, 28 y 56 (56%, 38% y 68%, respectivamente). La viabilidad al día 28 fue menor ($P < 0.05$) en comparación con el día 56. Estos ensilados presentaron una viabilidad igual ($P > 0.05$) a la del día 14 (figura 2).

En los no ensilados o control la viabilidad de *Ascaris suum* fue igual ($P > 0.05$) durante los 56 días de experimentación (figura 3). A partir del día 28 de experimentación se observaron huevos de *Ascaris suum* en división celular en los recipientes no ensilados o control.

Número de huevos de *Oesophagostomum dentatum*. El número de huevos de *Oesophagostomum dentatum* decreció ($P < 0.05$) en ambos tratamientos a partir del día 7. Después de este día, los huevos de *Oesophagostomum dentatum* no fueron identificados (figura 3).

Viabilidad de los huevos de *Oesophagostomum dentatum*. Los huevos de *Oesophagostomum dentatum* puestos en coprocultivo no larvaron el día 0, y se observaron destruidos; no se recuperaron larvas en los días 7, 14, 28 y 56 de experimentación en ningún tratamiento.

Viabilidad de larvas infectivas (L₃) de *Oesophagostomum dentatum*. El número de larvas L₃ con movilidad disminuyó ($P < 0.05$) tanto en los ensilados como en los frascos control ($P < 0.05$) a partir de los días 7 y 14. La disminución de la viabilidad fue más rápida ($P < 0.05$) en los ensilados comparados con el control (figura 4).

DISCUSIÓN.

Breirem y Ulsevesli, referido por McCullough *et al.*,³³ mencionan que un buen ensilaje se logra cuando el éste presenta un pH máximo de 4.2. Este valor coincide con lo observado en la presente investigación en la que el intervalo de pH en los microsilos inoculados con huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum* fue de 3.91 a 4.34, y en los microsilos inoculados con larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum* fue de 3.91 a 4.37; después de los primeros 7 días, lo que permitió obtener un ensilado de buena calidad.^{9, 32}

Estos valores de pH encontrados en la presente investigación coinciden con los hallados por Martínez³⁹ (3.7 a 4.53) en ensilados similares a los de este experimento y con los observados por Hernández³⁸ en ensilados a base de excreta de cerdo y caña de azúcar picada (3.51 a 4.84).

La oscilación en la temperatura ocurrida tanto en los microsilos inoculados con huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum* como en los inoculados con larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum* (Cuadros 1 y 2), pudo ser debida a la temperatura del ambiente ya que el experimento se inicio en una época del año con temperaturas bajas, enero-febrero (mínima 10 °C máxima 28 °C), y la última medición ocurre un mes después en marzo (mínima 17 °C máxima 41°C) cuando empieza la época calurosa.

Las temperaturas dentro de los microsilos (15.10 – 27 °C) en el presente estudio no se encontraron dentro de los intervalos señalado por MC Caskey³⁶ e Iñiguez³⁷ (35 a 37 °C) en ensilados con excretas diferentes a los de la presente investigación. Lo anterior sugiere que los principales cambios de elevación de la temperatura producidos por el proceso de ensilaje ocurrieron antes del día 7.

En cuanto a la humedad esta se mantuvo en los ensilados alrededor del 56%, tanto en los microsilos inoculados con huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*, como en los microsilos inoculados con larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum*. Esta

humedad se encontró dentro de lo deseado de acuerdo a Mc Caskey³⁶ e Iñiguez³⁷ quienes indicaron que una humedad del 60% induce un buen proceso de fermentación.

La humedad en los no ensilados o control fue de alrededor del 57% hasta el día 28 y disminuyó a menos del 50% al día 56, tanto en los microsilos inoculados con huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum* como en los inoculados con larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum*, tal vez fue debida al incrementó de la temperatura ambiente que fomentó la deshidratación del material debido a que los frascos permanecieron destapados.

Los resultados de este experimento muestran que los huevos de *Ascaris suum* permanecen viables en el proceso de ensilaje durante 56 días, con una reducción en su viabilidad; y que los huevos y larvas infectivas (L₃) de *Oesophagostomum dentatum* no se encontraron a partir del día 14. Esto coincide con lo observado por Juris *et al.*,⁴³ quienes al ensilar una mezcla de trébol y pasto observaron que aproximadamente un 67% de huevos de *Ascaris suum* permanecieron viables después de 42 días, y que aproximadamente un 93% de huevos no embrionados de *Oesophagostomum dentatum* y un 97% de larvas infectivas (L₃) de *Oesophagostomum dentatum* fueron no viables, a los 42 días.

Juris *et al.*,⁴³ afirmaron que la diferencia de la resistencia al proceso de ensilaje entre estos géneros de parásitos esta dada por el grosor de la pared que envuelve al huevo. Warton⁶⁷ asevera que el mecanismo de resistencia de la pared del huevo es incrementado en *Ascaris suum* por un sistema de interconexión entre las ondulaciones, formado por una variación en el espesor de la capa quitinosa.

La permanencia de *Ascaris suum* dentro del ensilado puede estar favorecida por la conservación de la humedad dentro del silo superior al 56%. Gaasenbeek y Borgsteede⁶⁸ observaron que más del 75% de huevos de *Ascaris suum* sobrevivieron durante 6 semanas con una humedad del 47.5%. Además estos autores demostraron que en condiciones anaeróbicas los huevos de *Ascaris suum* sobrevivieron más de 12 semanas con una viabilidad mayor al 80%.

El número y la viabilidad de los huevos de *Ascaris suum* fueron afectados por la permanencia de un pH ácido (4.0) en el proceso de ensilaje, ya que se estableció una correlación negativa ($r = -0.73$, $P < 0.0001$) con el número, y una correlación positiva con la viabilidad de *Ascaris suum* con el pH ($r = 0.52$, $P < 0.001$) (cuadro 5).

El otro factor que de acuerdo a la literatura modifica la viabilidad de *Ascaris suum* es la temperatura. En esta investigación se determinó correlaciones entre la viabilidad de huevos de *Ascaris suum* ($r=0.34$, $P < 0.0140$), del número de huevos de *Oesophagostomum dentatum* ($r = 0.27$, $P < 0.0338$) y del número de larvas infectivas L₃ viables de *Oesophagostomum dentatum* ($r = 0.51$, $P < 0.0002$) con la temperatura dentro de los microsilos (cuadro 5). Sin embargo, la temperatura en todos los días de apertura se encontró dentro de los límites de sobrevivencia y desarrollo de los huevos de *Ascaris suum* (16 a 30 °C)^{47, 48, 49, 50} y de los huevos y larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum* (4 a 27°C y 15 a 20 °C, respectivamente).^{58, 59}

La disminución drástica de las larvas infectivas (L₃) de *Oesophagostomum dentatum* dentro del proceso de ensilaje pudo deberse a la anaerobiosis que ocurre en el proceso, ya que el oxígeno es importante para la sobrevivencia de las larvas.⁶⁷ y a la poca humedad dentro de los microsilos (56%). Al respecto Rose y Small,⁵⁸ observaron que las larvas infectivas (L₃) de *Oesophagostomum dentatum* mueren rápidamente a temperaturas de congelación y cuando la humedad es menor al 90%.

Del mismo modo Fossing *et al.*,⁵⁹ han observado que el óptimo desarrollo y sobrevivencia de los huevos y larvas de *Oesophagostomum dentatum* ocurren en un rango de humedad desde 79.5 a 95.5%.

Por otra parte la ausencia de larvación de los huevos de *Oesophagostomum dentatum* puestos a incubar en las muestras del día 0, pudo ser debida a la falta de control de microorganismos. En otros estudios señalan que es necesario la aplicación de un antibiótico y micótico.

La disminución de huevos de *Ascaris suum*, de *Oesophagostomum dentatum* y de larvas infectivas de *Oesophagostomum dentatum* en el grupo control tal vez se debió a la presencia de hongos, larvas de vida libre y de larvas de moscas en la mezcla, aunque no existen investigaciones accesibles sobre el efecto de estos factores.

El uso de ensilados de fracción sólida de excretas porcinas contaminada con huevos de *Ascaris suum* en la alimentación de cerdos e incluso en ruminantes representa un riesgo en la transmisión de este patógeno. Sin embargo, es importante considerar que el desarrollo y éxito de infectividad de los huevos de *Ascaris suum* dependen de la temperatura y la aereación en que se desarrollen.

El ensilaje es un proceso de tipo anaeróbico por lo que los huevos de *Ascaris suum* no se desarrolla dentro de éste, pero al utilizarlo puede adquirir las condiciones para ser altamente infectivo.

Boisvenue *et al.*⁵¹, observaron que al infectar ratones con huevos incubados a 26 °C durante 39 días hubo un severo índice de mortalidad, además observaron que no existió mortalidad con huevos incubados a 20 y 23 °C y que con huevos incubados a 32 °C hubo una disminución de la infectividad en los ratones. También observaron que el rango de aereación es un factor importante en la infectividad los primeros 25 días de cultivo.

CONCLUSIÓN.

Los huevos de *Ascaris suum* presentes en las excretas porcinas, no son destruidos mediante el ensilaje de la fracción sólida durante 56 días.

El proceso de ensilaje de la fracción sólida de excretas porcinas disminuye la viabilidad de los huevos de *Ascaris suum*.

Los huevos de *Oesophagostomum dentatum* y sus larvas infectivas (L₃) son destruidos en los primeros 14 días del proceso de ensilaje de la fracción sólida de excretas porcinas.

RECOMENDACIONES.

La permanencia de la viabilidad de los huevos de *Ascaris suum* en los ensilados de la fracción sólida de excretas porcinas durante 56 días representa un riesgo en la transmisión de este parásito, cuando este tipo de ensilado es utilizado en la alimentación de cerdos o de rumiantes.

Estudios posteriores deben ser enfocados a determinar la infectividad de *Ascaris suum*, a establecer en que momento del manejo del ensilado pueden obtenerse las condiciones para su desarrollo e infectividad, así como encontrar tratamientos previos que destruyan los huevos de *Ascaris suum* o bien, que inhiban su viabilidad.

LITERATURA CITADA.

1. Pérez ER. Porcinocultura y medio ambiente. Memorias del Segundo Seminario Manejo y Reciclaje de Residuos Porcinos; 1997 octubre 22- 25; Querétaro (Querétaro) México. México (DF): Consejo Mexicano de Porcicultura, AC, 1997: 10 – 12.
2. Bhattacharya AN, Taylor JC. Recycling animal waste as a feedtuff: a review. *J Anim Sci* 1975; 41: 1438 – 1457.
3. Duarte VF, Magaña CA, Rodríguez GF. Utilización de heces en la alimentación animal. I Caracterización químico – nutricional de heces de bovinos y porcinos. *Tec Pec Méx* 1990; 28: 22 – 29.
4. Salazar GG. Algunas consideraciones sobre el manejo y valor de las excretas en la alimentación animal. Memorias del XIV Congreso Panamericano en Ciencias Veterinarias; 1994 octubre 9 - 15, Acapulco (Guerrero) México. México (DF): PANVET, 1994: 595 – 596.
5. Young MMA, Rangel SJ, Beristain BB, Mercado VG. Tecnología para el manejo, tratamiento y utilización de residuos porcolos en México. Memorias del Taller Regional: Utilización de Residuos Agrícolas y Agroindustriales en América Latina y el Caribe; 1985 diciembre; México (DF). México (DF) PNUMA (GE) PLACEA, 1985: 171 – 197.
6. Conrad JH, Mayrose VB. Animal waste handling and disposal in confinement production of swine. *J Anim Sci* 1971; 32: 811 – 815.
7. Strauch D, Ballarini G. Hygienic aspects of the production and agricultural use of animal waste. *J Vet Med B* 1994; 41: 176 – 228.
8. Ochoa CMA, Medina GJL, Barrón ZG. Efecto de la desecación natural de la cerdaza sobre su composición química y contaminación por agentes patógenos. *Acta Científica Potosina* 1989; 11: 93 – 107.
9. Salazar GG. Manejo del estiércol de cerdos para su reciclaje en la alimentación de cerdos en la etapa de crecimiento – finalización (tesis de maestría). Estado de México (Cuatitlán) México: Facultad de Estudios Superiores Cuatitlán. UNAM, 1994.
10. Taiganides EP. Contaminación por metales pesados y por organismos patógenos. Memorias del Segundo Seminario Manejo y Reciclaje de Residuos Porcinos; 1997 octubre 22- 25; Querétaro (Querétaro) México. México (DF): Consejo Mexicano de Porcicultura, AC, 1997: 25 – 26.
11. Gutiérrez VE. Alimentación animal con excretas porcinas. *Los Porcinocultores y su Entorno* 2000; 15: 74 – 75.

12. Fontenot PJ, Smith LW, Sutton AL. Alternative utilization of animal waste. *J Anim Sci* 1983; 57 (supl 2): 221 – 233.
13. Fontenot JP, Webb KE. Health aspects of recycling animal wastes by feeding. *J Anim Sci* 1975; 40: 1267 – 1277.
14. Campaball C. Utilización de cerdaza en el ganado de carne. *Acontecer Bovino* 1995; 1:4-10.
15. Ajariyahajorn C, Goyal SM, Robison RA, Johnston LJ, Clanton CA. The survival of *Salmonella anatum*, pseudorabies virus and porcine reproductive and respiratory syndrome virus in swine slurry. *New Microbiol* 1997; 20: 365 369.
16. Díaz I, Ianata A, Soto CA, Alcaíno CH. Caracterización bacteriológica y parasitológica del desecho fecal porcino en Chile. *Avances en Ciencias Veterinarias* 1991; 6: 23 – 28.
17. Romaniuk K, Liminowicz J, Szelagiewicz M. Parasitological evaluation of liquid manure and soil fertilized with sewage from an industrial pig farm. *Acta Academiae Agriculturae ac Technicae Olstenensis Veterinaria* 1992; 20: 55- 62.
18. Hiepe T y Buchwalder, R. Manure as a vector for parasite - a report experimences. *Deutsche- Tierarztliche-Wochenschrift* 1991; 98: 268 – 272.
19. Turzo PE. Ventajas e inconvenientes de la fertilización con residuos ganaderos. *Memorias del Segundo Seminario Manejo y Reciclaje de Residuos Porcinos; 1997 octubre 22- 25; Querétaro (Querétaro) México. México (DF): Consejo Mexicano de Porcicultura, AC, 1997: 54 – 57.*
20. Moser MA. Tratamiento de residuales porcinos para uso en riego agrícola. *Memorias del Segundo Seminario Manejo y Reciclaje de Residuos Porcinos; 1997 octubre 22- 25; Querétaro (Querétaro) México. México (DF): Consejo Mexicano de Porcicultura, AC, 1997: 13 – 17.*
21. Molina JR. Utilización de la cerdaza en la alimentación animal. Una alternativa para disminuir la contaminación ambiental. *Memorias del Segundo Seminario Manejo y Reciclaje de Residuos Porcinos; 1997 octubre 22- 25; Querétaro (Querétaro) México. México (DF): Consejo Mexicano de Porcicultura, AC, 1997: 63 –65.*
22. Moser MA. Tratamiento para otros usos: recuperación de metano. *Memorias del Segundo Seminario Manejo y Reciclaje de Residuos Porcinos; 1997 octubre 22- 25; Querétaro (Querétaro) México. México (DF): Consejo Mexicano de Porcicultura, AC, 1997: 18 –24.*
23. Ifíiguez CG, Cuáron IJ, Pérez GP, De la torre M, Magaña PI. Fermetation characteristics, digestibility and performance of ensiled swine waste, wheat straw and cane molasses fed to sheep. *Biological waste* 1990; 34: 281- 299.

24. Wence AJM. Efecto de diferentes porcentajes de gallinaza en la producción de lombriz de tierra (*Eisenia foetida*) (tesis de licenciatura). México (D.F) México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM, 1990.
25. Zepeda PR. Larvas de mosca, alimento y descontaminación. Síntesis Porcina 1997; marzo- abril: 13 – 14.
26. Arndt DL, Day DL, Hatfield EE. Processing and handling of animal excretas for refeeding. J Anim Sci 1979; 48: 157 – 162.
27. Donald LD. Aprovechamiento de excretas animales como ingrediente para raciones alimenticias. Porcira 1988; 11: 41 – 47.
28. Castrejón PF. Algunos estudios sobre el reciclaje de excretas en la alimentación de bovinos. Memorias del Curso Internacional Avanzado de Nutrición de Rumiantes; 1993 junio 2 – 4; Montecillo (Estado de México). México (DF): Asociación Mexicana de Especialistas en Nutrición Animal, AC, 1993: 79 - 86.
29. San Martín R. Alternativa química para el tratamiento de aguas residuales porcinas. Memorias del Segundo Seminario Manejo y Reciclaje de Residuos Porcinos; 1997 octubre 22- 25; Querétaro (Querétaro) México. México (DF): Consejo Mexicano de Porcicultura, AC, 1997: 27.
30. Franco G. Manejo de lagunas. Memorias del Segundo Seminario Manejo y Reciclaje de Residuos Porcinos; 1997 octubre 22- 25; Querétaro (Querétaro) México. México (DF): Consejo Mexicano de Porcicultura, AC, 1997: 41– 53.
31. Bolsen KK, Lin C, Brent BE, Feyerherm JE, Aimutis WR. Effect of silage additives on the microbial succession and fermentation process of alfalfa and corn silages. J Dairy Sci 1992; 75: 3066 - 3083.
32. López GSJ. Composición química, estabilidad aeróbica y evaluación microbiológica en ensilados de maíz forrajero, cerdaza o estiércol con o sin aditivos (tesis de maestría). Estado de México (Montecillos) México: Colegio de Posgraduados Chapingo, 1998.
33. Mc Cullough ME editor. Fermentation of silage. A review. National Feed Ingredients Association. 1rd ed. Georgia, USA, 1978.
34. Woolford, MK. *The silage fermentation*. 2 nd ed. New York: Marcel Dekker, 1984.
35. Henderson N. Silage additives. Anim Feed Sci Technol 1993; 45: 35 – 56.
36. McCaskey TA, Anthony WB. Human and health aspects of feeding livestock excreta. J Anim Sci 1979; 41: 163 – 167.

37. Iñiguez GC. Fermentación de estiércol de cerdo para la obtención de un alimento para rumiantes (tesis de doctorado). México (DF) México: Instituto de Investigaciones Biomédicas. UNAM, 1991.
38. Hernández CBC. Determinación de bacterias patógenas en ensilados de excretas porcinas con caña de azúcar (tesis de licenciatura). México (D.F) México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM, 1997.
39. Martínez GRG. Evaluación microbiológica de ensilados a base de excretas porcina (tesis de maestría) México (D.F) México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM, 1999.
40. Ciordia H, Anthony WB. Viability of parasitic nematodes in wastelage. J Anim Sci 1969; 28: 133.
41. Farghwar AS, Anohony WB, Ernst JV. Prevention of sporulation of bovine coccidia by the ensiling of a manure - blended diet. J Anim Sci 1979; 49: 1331- 1336.
42. Gupta SC, Kamra DN. Influence of wastelage on viability of *Fasciola giganteca* metacercarie. Biological waste 1987; 22: 311 - 313.
43. Juris P, Rataj D, Ilaska I, Zilakova J, Knotek S, Vasilkova Z. Survival of model eggs and larvae (*Ascaris suum*, *Oesophagostomum spp.*) in the ensilaging process. Vet Med (Praha) 1997; 42: 165- 169.
44. Roepstorff A, Nansen P. Epidemiology and control of helminth infections in pigs under intensive and non intensive production systems. Vet Parasitol 1994; 54: 69-85.
45. Nansen P, Roepstorff. Worm infections in pig a general review with particular reference to epidemiology and control. Proceedings of the 15th IPVS Congress, Birmingham, England, 5 -9 july 1998.
46. Castañeda MJ. Determinación de parásitos gastrointestinales del cerdo en tres diferentes tipos de explotación (tesis de licenciatura). México (DF) México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM, 1983.
47. García NE. Manual de parasitología en equinos y cerdos (tesis de licenciatura). México, (Estado de México) México: Facultad de Estudios Superiores Cuatitlán. UNAM, 1982.
48. Nilson O, Ascariasis in the pig. An epizootiology and clinical study. Acta Vet Scand 1982; 79 (supl): 1-108.
49. Larsen MN, Roepstorff A. Seasonal variation development and survival of *Ascaris suum* and *Trichuris suis* eggs on pastures. Parasitology 1999; 119: 209-220.

50. Geenen PL, Bresciani J, Boes J, Pedersen A, Eriken L, Fagerholm HP, Nansen P. The morphogenesis of *Ascaris suum* to the infective third – stage larvae within the egg. *J Parasitol* 1999; 85: 616–622.
51. Boisvenue RJ. Effects of aeration and temperature in in-vitro and in-vivo studies on developing and infective eggs of *Ascaris suum*. *J Helminthol Soc Wash* 1990; 57: 51 – 56.
52. Krupicer L, Ondrejka R, Svisky E, Vasilkova Z, Dvoroznakova E, Dubinsky P, Moncol DJ. Clinical and pathomorphological changes in the organism of lambs after long term *Ascaris suum* infection. *Slovensky Veterinárky Casopis* 1999; 24: 93 – 97.
53. Hale OM, Stewart TB, Marti OG. Influence of an experimental infection of *Ascaris suum* on performance of pigs. *J Anim Sci* 1985; 68: 220– 225.
54. Anderson, S. The influence of *Ascaris suum* infection upon grown rates in pigs. *Nord Vet Med* 1976; 28: 322–330.
55. Stankiewicz M, Jonas W, Froe DL. Patent infections of *Ascaris suum* in pig: effect of previous to multiple, high doses of eggs and various treatment regimes. *Int J Parasitol* 1992; 22: 597– 601.
56. McLennan MW, Humphris RB, Rac R. *Ascaris suum* pneumonia in cattle. *Aust Vet J* 1974; 50: 266 – 268.
57. McCraw BM. The development of *Ascaris suum* in calves. *Con J Comp Med* 1975; 39: 354 – 357.
58. Rose JH, Small AJ. Observations on the development and survival of the free – living stages of *Oesophagostomum dentatum* both in their natural environments out – of – doors and under controlled conditions in the laboratory. *Parasitology* 1980; 81: 507 – 517.
59. Fossing EC, Knudsen TSB, Bjorn H y Nansen P. Development of the free – living stages of *Hyostromylus rubidus* and *Oesophagostomum spp.* at different temperature and humidities. *J Helminthol* 1995; 69: 7 – 11.
60. Talkin H, Christensen CM, Joachim A, Roepstorff A, Bjorn H Nansen P. Prepatent periods of different *Oesophagostomum spp.* isolates in experimentally infected pigs. *Parasitol Res* 1997; 83: 563 – 568.
61. Talkin H, Christensen CM, Nansen P. Development and infectivity of eggs and larvae derived from pigs trickle – infected with *Oesophagostomum dentatum* at different dose levels. *Parasitol Res* 1999; 85: 83 – 87.
62. Ghiglietti R, Genchi C, Di Matteo L, Calcaterra E, Colombi A. Survival of *Ascaris suum* eggs in ammonia- treated wastewater sludges. *Bioresource Technology* 1997; 59: 195 – 198.

63. Liéban HE, Quiroz RH. Manual de diagnóstico para la identificación morfológica de larvas infectantes autóctonas de nematodos gastroentéricos y pulmonares en rumiantes y su diferenciación con larvas de fitonematodos. Instituto Nacional de Parasitología. Departamento de Parasitosis Gastroentéricas y Pulmonares. México (DF): INIFAP, SAGAR, 1992.
64. Liéban HE, López AME, Vázquez PV, Mendoza DP. Cryopreservation of infective larvae of *Haemonchus contortus*. Revista Latinoamericana de Microbiología 1996; 38: 111 – 114.
65. Steell RCD, Torrie JH. Principles and procedures of statistics. Biometrical approach. 2nd ed. Singapore: Mc Graw Hill, 1981.
66. SAS. Institute Inc. Statistical Analysis System. Procedure guide for personal computers. Ver 6. Edition Nort Carolina, USA, 1985.
67. Wharton D. Nematode egg – shells. Parasitology 1980; 81: 447 – 463.
68. Gaasenbeek CPH, Borgsteede FHM. Studies on the survival of *Ascaris suum* eggs under laboratory and simulated field conditions. Vet Parasitol 1998; 75: 227 – 234.

Cuadro 1. Promedios de pH, temperatura y humedad de los frascos inoculados con huevos de *Ascaris suum* y *Oesophagostomum dentatum*.

Variable	Días de apertura de los frascos				
	0	7	14	28	56
pH					
Ensilado	5.23 ± 0.01 ^a	3.91 ± 0.07 ^b	3.90 ± 0.09 ^b	4.34 ± 0.01 ^b	3.85 ± 0.10 ^b
No ensilado	5.24 ± 0.01 ^a	6.25 ± 0.43 ^c	7.15 ± 0.71 ^d	8.16 ± 0.18 ^e	7.56 ± 0.80 ^{de}
Temperatura (°C)					
Ensilado	25.00 ± 0.00 ^a	15.90 ± 0.22 ^b	18.40 ± 0.41 ^c	15.10 ± 0.00 ^d	27.00 ± 0.00 ^e
No ensilado	25.00 ± 0.00 ^a	22.20 ± 0.83 ^f	22.80 ± 0.83 ^f	15.00 ± 0.00 ^d	25.00 ± 0.00 ^a
Humedad (%)					
Ensilado	57.22 ± 0.94 ^{ac}	55.18 ± 1.09 ^{ab}	56.25 ± 0.85 ^{abc}	56.00 ± 0.77 ^{ab}	55.70 ± 0.82 ^{ab}
No ensilado	54.16 ± 1.98 ^b	60.77 ± 0.72 ^f	60.10 ± 0.50 ^{df}	58.25 ± 0.52 ^{dc}	49.34 ± 1.33 ^g

Distintas literales en la misma columna y renglón indican diferencias estadísticas (P < 0.05).

Cuadro 2. Promedios de pH, temperatura y humedad de los frascos inoculados con larvas infectivas (L₃) de *Oesophagostomum dentatum*.

Variable	Días de apertura de los frascos				
	0	7	14	28	56
pH					
Ensilado	5.21 ± 0.03 ^a	3.91 ± 0.48 ^b	3.87 ± 0.03 ^b	4.37 ± 0.06 ^b	3.75 ± 0.08 ^c
No ensilado	5.20 ± 0.03 ^a	6.58 ± 0.36 ^d	7.37 ± 0.29 ^e	8.22 ± 0.27 ^f	6.87 ± 0.80 ^d
Temperatura (°C)					
Ensilado	25.00 ± 0.00 ^a	16.10 ± 0.34 ^b	18.30 ± 0.44 ^c	15.40 ± 0.54 ^b	26.60 ± 0.54 ^{af}
No ensilado	25.00 ± 0.00 ^a	24.60 ± 0.89 ^a	20.60 ± 0.89 ^d	13.60 ± 0.54 ^e	25.60 ± 0.41 ^f
Humedad (%)					
Ensilado	55.26 ± 0.90 ^a	56.61 ± 0.30 ^a	55.17 ± 0.60 ^a	55.61 ± 1.34 ^a	55.47 ± 0.88 ^a
No ensilado	55.89 ± 0.47 ^a	58.49 ± 0.79 ^b	57.26 ± 1.27 ^{ab}	56.30 ± 0.81 ^a	48.81 ± 1.69 ^c

Distintas literales en la misma columna y renglón indican diferencias estadísticas (P < 0.05).

Cuadro 3. Promedio del número y porcentaje de viabilidad de los huevos de *Ascaris suum*.

Variable	Días de apertura de los frascos				
	0	7	14	28	56
Número de huevos de <i>Ascaris suum</i> (HPG)					
Ensilado	233± 7.45 ^{ab}	223± 11.30 ^{ab}	166± 17.47 ^b	163± 9.71 ^b	170± 19.29 ^b
No ensilado	251± 28.67 ^a	166± 29.46 ^b	68± 4.85 ^c	8± 3.72 ^c	11± 2.04 ^c
Viabilidad de los huevos de <i>Ascaris suum</i> (%)					
Ensilado	100± 0.00 ^a	94± 8.94 ^a	56± 15.17 ^{cb}	38± 8.37 ^c	68± 13.04 ^b
No ensilado	100± 0.00 ^a	98± 4.47 ^a	98± 4.47 ^a	94± 8.94 ^a	96± 5.48 ^a

Distintas literales en la misma columna y renglón indican diferencias estadísticas ($P < 0.05$).

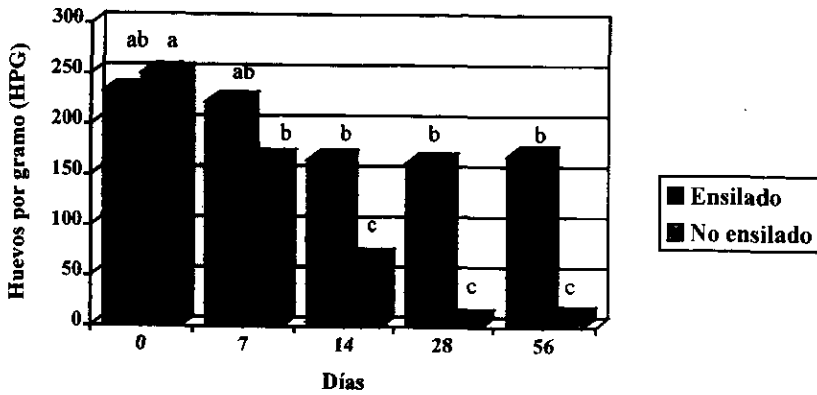
Cuadro 4. Promedio del número de huevos y del número de larvas infectivas viables de *Oesophagostomum dentatum*.

Variable	Días de apertura de los frascos				
	0	7	14	28	56
Número de huevos de <i>Oesophagostomum dentatum</i> (HPG)					
Ensilado	103± 6.23 ^a	66± 11.30 ^c	0± 0.00 ^e	0± 0.00 ^e	0± 0.00 ^e
No ensilado	148± 6.12 ^b	26 ± 29.46 ^d	0± 0.00 ^c	0± 0.00 ^e	0± 0.00 ^e
Número de larvas infectivas de <i>Oesophagostomum dentatum</i> con movimiento					
Ensilado	4949± 109.64 ^a	46± 8.80 ^e	0± 0.00 ^f	0± 0.00 ^f	0± 0.00 ^f
No ensilado	6103± 117.39 ^a	2674± 177.31 ^b	1306± 105.06 ^c	73± 12.56 ^d	100± 5.37 ^d

Distintas literales en la misma columna y renglón indican diferencias estadísticas ($P < 0.05$).

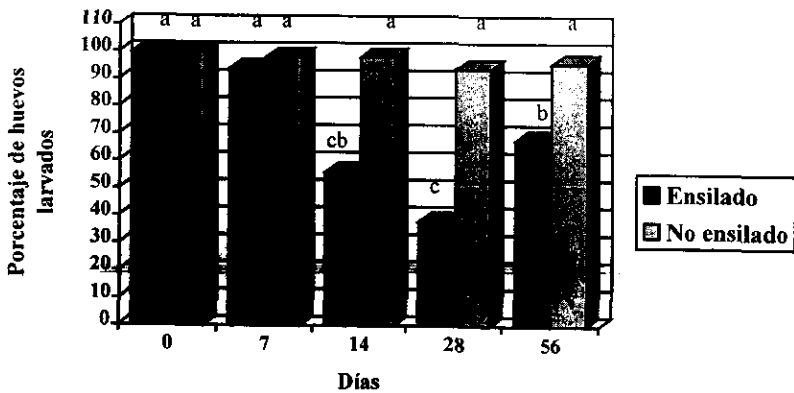
Cuadro 5. Coeficientes de correlación y nivel de significancia entre las variables.

Variable	pH		Temperatura (°C)		Humedad (%)	
	R	P	R	P	R	P
Número de huevos de <i>Ascaris suum</i>	-0.73808	0.0001	0.14121	0.3280	0.90883	0.4947
Número de huevos de <i>Oesophagostomum dentatum</i>	-0.20538	0.1525	0.27225	0.0338	-0.90020	0.5333
Viabilidad de los huevos de <i>Ascaris suum</i>	0.31817	0.0001	0.34548	0.0140	0.06486	0.6545
Viabilidad de las larvas infectivas de <i>Oesophagostomum dentatum</i>	0.05417	0.0001	0.50868	0.0002	0.22566	0.1151



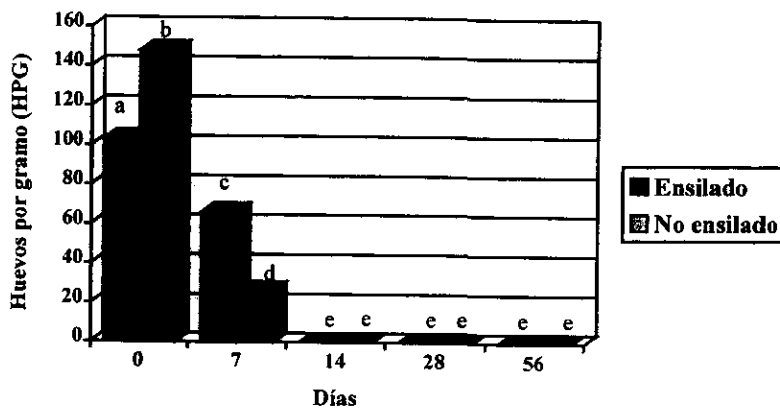
Columnas con distintas literales indican diferencias estadísticas ($P < 0.05$).

Figura 1. Promedio del número de huevos de *Ascaris suum* en los frascos ensilados y no ensilados.



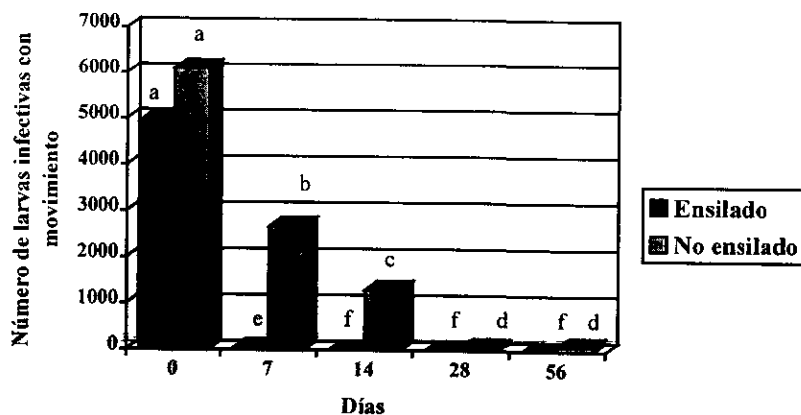
Columnas con distintas literales indican diferencias estadísticas ($P < 0.05$).

Figura 2. Porcentaje de huevos de *Ascaris suum* viables en los frascos ensilados y no ensilados.



Columnas con distintas literales indican diferencias estadísticas ($P < 0.05$).

Figura 3. Número de huevos de *Oesophagostomum dentatum* en los frascos ensilados y no ensilados.



Columnas con distintas literales indican diferencias estadísticas ($P < 0.05$).

Figura 4. Número de las larvas infectivas viables (L_3) de *Oesophagostomum dentatum* en los frascos ensilados y no ensilados.