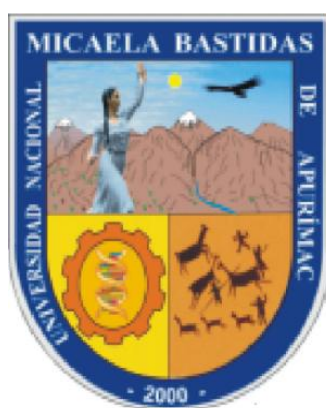


**UNIVERSIDAD NACIONAL MICAELA BASTIDAS DE APURÍMAC**  
**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**  
**ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y**  
**ZOOTECNIA**



**SARNA EN VICUÑAS (*Vicugna vicugna*) EN LAS PROVINCIAS DE  
AYMARAES Y ANDAHUAYLAS DE LA REGIÓN APURÍMAC**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE  
MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA**

**BACH. LUZ AYDEE UNZUETA LANCHO**

**ABANCAY, PERÚ**

**2018**



**SARNA EN VICUÑAS (*Vicugna vicugna*) EN LAS PROVINCIAS DE  
AYMARAES Y ANDAHUAYLAS DE LA REGIÓN APURÍMAC**

## **DEDICATORIA**

- A mis padres quienes me brindaron su apoyo incondicional y comprensión en cada momento de mi vida.
- A mis hermanos quienes me dieron el valor y aliento para perseverar.
- A todas las personas que me brindaron su apoyo y en especial a mis asesores.

## AGRADECIMIENTOS

- A Dios por guiar mi camino y protegerme en todo momento.
- A mis padres y hermanos, por apoyarme incondicionalmente siempre que los necesite.
- A mis asesores Liliam Rocío Bárcena Rodríguez y Niltón Cesar Gómez Urviola, al igual que al Jurado Evaluador, por toda la ayuda proporcionada, muchas gracias.
- A los señores Juan Quispe Tonccocho y Dionicio Gonzales Orosco, supervisores de campo de la Dirección Regional Agraria Apurímac, por su colaboración en la recolección de datos.

## **AUTORIDADES UNIVERSITARIAS**

Dr. Leonardo Adolfo Prado Cárdenas

**Rector**

Dr. Rolando Ramos Obregón

**Vicerrector Académico**

Dra. Iris Eufemia Paredes Gonzales

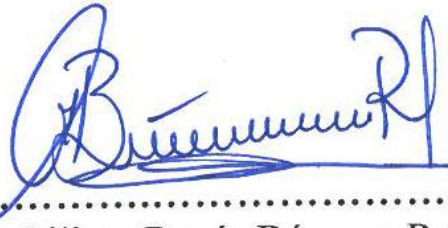
**Vicerrector de Investigación**

MSc. Dora Yucra Vargas

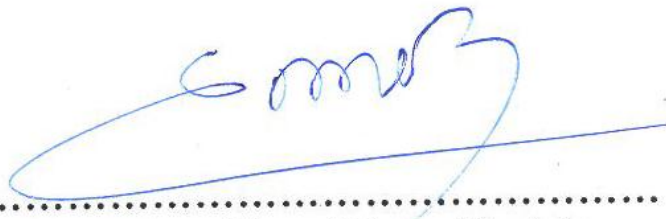
**Decana (i) de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia**



**ASESORES**

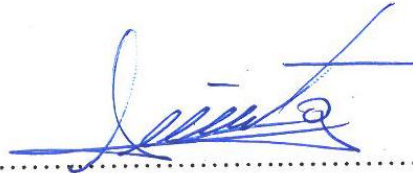


.....  
MSc. Liliam Rocío Bárcena Rodríguez



.....  
Dr. Nilton César Gómez Urviola

## JURADOS



.....  
MSc. Ludwing Ángel Cárdenas Villanueva

**Presidente**



.....  
MVZ. Martin Equicio Pineda Serruto

**Primer miembro**



.....  
Mg. Sebastiana Virginia Bernilla De La Cruz

**Segundo miembro**

## ÍNDICE

	<b>Pág.</b>
RESUMEN	XV
ABSTRACT	XVI
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
2.1 Antecedentes	3
2.2 Bases teóricas	6
2.2.1 Clasificación taxonómica	6
2.2.2 Características de la vicuña ( <i>Vicugna vicugna</i> )	7
2.2.3 Origen y evolución de las vicuñas	8
2.2.4 Subespecies	10
2.2.5 Importancia de la vicuña en el Perú	10
2.2.6 Estadística nacionales de las vicuñas en el Perú	12
2.2.7 Hábitat	13
2.2.8 Comportamiento social	14
2.2.9 Empadre y reproducción	17
2.2.10 Conservación	18
2.2.11 Amenazas	19
2.2.12 Manejo de la vicuña	19
2.2.13 Problema sanitario	21
2.2.14 Enfermedades parasitarias	22
2.2.15 Sarna	23



2.2.15.1	Clasificación taxonómica general de los ácaros de sarna	24
2.2.15.2	Sarna sarcóptica	26
2.2.15.2.1	Etiología	26
2.2.15.2.2	Características morfológicas	28
2.2.15.2.3	Ciclo biológico de <i>Sarcoptes scabiei</i>	28
2.2.15.2.4	Fisiopatología	30
2.2.15.2.5	Epidemiología	33
2.2.15.2.6	Inmunidad	35
2.2.15.2.7	Diagnóstico	37
2.2.15.2.8	Diagnóstico diferencial	38
2.2.15.2.9	Importancia zoonótica	38
2.2.15.2.10	Tratamiento	40
2.2.15.2.11	Prevención y control	41
2.2.15.3	Sarna de la Familia Psoroptidae	42
2.2.15.3.1	Etiología	42
2.2.15.3.2	Características morfológicas	43
2.2.15.3.3	Ciclo biológico	46
2.2.15.3.4	Patogenia y lesiones	47
2.2.15.3.5	Epidemiología	48
2.2.15.3.6	Diagnóstico	50
2.2.15.3.7	Tratamiento	51
2.2.15.3.8	Prevención y control	52
2.2.15.4	Sarna demodécica	53



2.2.15.4.1	Etiología	53
2.2.15.4.2	Características morfológicas	53
2.2.15.4.3	Ciclo biológico de demodex	54
2.2.15.4.4	Epidemiología	54
2.2.15.4.5	Diagnóstico	54
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	55
3.1	Tipo y nivel de investigación	55
3.2	Materiales y equipos	55
3.2.1	Materiales y equipos de campo	55
3.2.2	Materiales y equipos de laboratorio	56
3.2.3	Materiales y equipos de oficina	56
3.3	Método y diseño de investigación	57
3.3.1	Lugar de estudio	57
3.3.2	Estimación de la muestra	60
3.3.3	Metodología para la recolección de muestras	61
3.3.3.1	Actividades en el campo para la recolección de datos	61
3.3.4	Procesamiento para la identificación de los ácaros.	65
3.4	Análisis estadístico	66
3.4.1	Procesamiento y análisis de datos	66
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	68
V.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	84
5.1	Conclusiones	84
5.2	Recomendaciones	85



VI. BIBLIOGRAFÍA

86

ANEXOS



## ÍNDICE DE TABLAS

	<b>Pág.</b>
<b>Tabla 1.</b> Población de vicuñas, según departamento, 2012	12
<b>Tabla 2.</b> Vicuñas evaluadas según edad en los meses de agosto y setiembre de 2015	61
<b>Tabla 3.</b> Muestreo durante la captura y esquila de vicuñas en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes	63
<b>Tabla 4.</b> Casos de sarna sarcóptica en vicuñas de las provincias de Andahuaylas y Aymaraes en la región Apurímac	70
<b>Tabla 5.</b> Morbilidad general de sarna sarcóptica en vicuñas durante los meses de agosto y setiembre de 2015 en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes de región Apurímac.	72
<b>Tabla 6.</b> Casos de sarna sarcóptica según el sexo y edad de vicuñas.	74
<b>Tabla 7.</b> Distribución porcentual de acuerdo al número de casos de sarna sarcóptica según zona corporal afectada y grado de infestación en vicuñas de las provincias de Andahuaylas y Aymaraes.	76
<b>Tabla 8.</b> Casos de sarna sarcóptica según estadio biológico con el grado de infestación.	78
<b>Tabla 9.</b> Vicuñas capturadas durante los meses de agosto a setiembre de 2015 en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes	97
<b>Tabla 10.</b> Prueba de Chi-cuadrado de la presencia de sarna en relación al sexo de las vicuñas.	97
<b>Tabla 11.</b> Prueba de Chi-cuadrado de Pearson	98



<b>Tabla 12.</b> Prueba de Chi-cuadrado de casos de sarna con la zona de procedencia	98
<b>Tabla 13.</b> Prueba de Chi-cuadrado de Pearson	99
<b>Tabla 14.</b> Prueba de Chi-cuadrado de sexo y edad en relación a la presencia de la sarna	99
<b>Tabla 15.</b> Prueba de Chi-cuadrado de Pearson	99
<b>Tabla 16.</b> Prueba de Chi-cuadrado de grado de infestación y la zona afectada.	100
<b>Tabla 17.</b> Prueba de Chi-cuadrado de Pearson	100
<b>Tabla 18.</b> Prueba de Chi-cuadrado de casos de sarna sarcóptica según estadio biológico en relación al grado de infestación.	101
<b>Tabla 19.</b> Prueba de Chi-cuadrado de Pearson	101



## ÍNDICE DE FIGURAS

	<b>Pág.</b>
<b>Figura 1.</b> A) Hembra de <i>S. scabiei</i> y B) macho de <i>S. scabiei</i> , vista ventral	28
<b>Figura 2.</b> <i>Psoroptes spp.</i> Macho y <i>Psoroptes spp.</i> Hembra	44
<b>Figura 3.</b> <i>Chorioptes</i> : A) Macho y B) Hembra. vista ventral	46
<b>Figura 4.</b> Demodex	53
<b>Figura 5.</b> Ubicación de las provincias donde se realizó el estudio	59
<b>Figura 6.</b> Arreo y captura de vicuñas	103
<b>Figura 7.</b> Vicuñas capturadas	103
<b>Figura 8.</b> Evaluación clínica de las vicuñas	104
<b>Figura 9.</b> Lesiones propias de la sarna	104
<b>Figura 10.</b> Lesiones propias de la sarna	105
<b>Figura 11.</b> Conservación de muestras	105
<b>Figura 12.</b> Microscopio óptico compuesto	106
<b>Figura 13.</b> <i>Sarcoptes scabiei</i>	106
<b>Figura 14.</b> <i>Sarcoptes scabiei</i> adulto	107
<b>Figura 15.</b> <i>Sarcoptes scabiei</i>	107
<b>Figura 16.</b> Larva de <i>Sarcoptes scabiei</i>	108
<b>Figura 17.</b> huevo de <i>Sarcoptes scabiei</i>	108



## RESUMEN

Se estudió las vicuñas (*Vicugna vicugna*) de 9 comunidades de las provincias de Andahuaylas y Aymaraes de la región Apurímac con el objetivo de determinar la presencia de sarna considerando las variables: grupo etario, sexo, procedencia y zonas corporales, así como, el estadio del parásito y el grado de infestación. Durante el Chaku realizado entre los meses de agosto a setiembre de 2015 se recolectó piel afectada por escoriaciones, heridas y costras de 69 casos probables de sarna seleccionados luego de examinar externamente una muestra por conveniencia de 733 vicuñas de un total de 2902 animales capturados. La muestra de piel afectada fue tratada con una solución de hidróxido de potasio al 10% durante 24 horas y observada en un microscopio óptico compuesto para identificar el ácaro. Los datos fueron analizados con la prueba de Chi-cuadrado (SPSS v. 20 inc, Chicago, Illinois, USA). Se determinó un 9.4% (IC 95%, 7.4% - 11.4%) de morbilidad de *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae*, 6.3% y 3.0% en adultos y juveniles; 5.7% y 3.7% en machos y hembras, respectivamente en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes; las zonas corporales afectadas proporcionalmente respecto a los casos de sarna son el vientre (39.1%), ingle (31.9%), axilas (17.4%), otras zonas (11.6%); así como también el grado de infestación puede definirse como leve, moderado y severo, en 40.8%, 34.8% y 24.6% de los casos. Al análisis estadístico el sexo, procedencia y edad, están asociados a la presencia de sarna ( $P < 0.05$ ). Concluimos que la presencia de sarna en las comunidades de Andahuaylas es mayor que en las de Aymaraes.

**Palabra clave:** Parasitología. Infestación. Ectoparasitismo.



## ABSTRACT

The vicuñas (*Vicugna vicugna*) from 9 communities in the provinces of Andahuaylas and Aymaraes of the Apurímac region were studied in order to determine the presence of scabies considering the variables: age, sex, origin and body areas, as well as the stage of the parasite and degree of infestation. During the Chaku carried out between the months of August to September 2015, skin affected by abrasions, injureds and scabs of 69 probable cases was collected after externally examining to 733 vicuñas, product of the convenience sampling of 2902 captured animals. The affected skin sample was treated with a 10% potassium hydroxide solution for 24 hours and observed under a compound optical microscope to identify the mite. The data were analyzed with the Chi-square test (SPSS v. 20 inc, Chicago, Illinois, USA). We determined a 9.4% (IC 95%: 7.3%-11.5%) morbidity of *Sarcoptes scabiei var aucheniae*, 6.3% and 3.0% in adults and juveniles; 5.7% and 3.7% in males and females, respectively in the provinces of Andahuaylas and Aymaraes; the body areas affected proportionally with respect to cases of scabies are the belly (39.1%), groin (31.9%), armpits (17.4%), other areas (11.6%); as well as the degree of infestation can be defined as mild, moderate and severe, in 40.8%, 34.8% and 24.6% of cases. The statistical analysis reveals that sex, origin and age, are associated with the presence of scabies ( $P < 0.05$ ). We conclude that the presence of scabies in the communities of Andahuaylas is greater than in Aymaraes.

**Keywords:** Parasitology. Infestation. Ectoparasitism.



## I. INTRODUCCIÓN

La región Apurímac tiene una población de 11 364 vicuñas en 73 comunidades campesinas, (DGFFS & MINAGRI, 2014). La vicuña (*Vicugna vicugna*) constituye un recurso genético de importancia económica, social, cultural y científica (Wheeler, 1995), elemento fundamental para el manejo sostenible y el desarrollo de las comunidades campesinas responsables de su protección y cuidado (Sahley *et al.*, 2007; Zúñiga, 2004, 2007). Su adaptación ecológica, fisiológica y de comportamiento, le permiten desarrollarse en sistemas áridos y de ambiente difícil (Hofmann *et al.*, 1983), se distribuye entre los 3200 y 4600 msnm en la biogeografía de la Puna (Lichtenstein, 2002), pesa alrededor de 45 kg y su pelaje está compuesto por una de las fibras de origen animal más finas del mundo (Baldo *et al.*, 2013).

La producción de fibra es afectada por la presencia y multiplicación de ectoparásitos conocidos con el nombre de ácaros. Se han encontrado dos especies de ellos en alpacas, llamas y vicuñas: *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae* y el *Psoroptes aucheniae* que producen la enfermedad de la sarna (FAO, 2005).

La sarna es una enfermedad contagiosa que se desarrolla en la piel, y se caracteriza por la formación de costras, prurito y alopecia (OIE, 2012), afecta el crecimiento de la fibra y la calidad de la misma, además ocasiona retardo en el crecimiento y alteración de otras funciones productivas (FAO, 2005). Esta enfermedad ataca a las vicuñas que se encuentran

por encima de los 3800 msnm y son manejadas en silvestría y semi-cautiverio (Leguía, 1999), su efecto es negativo con respecto a la producción y el bienestar de los animales (Marcoppido *et al.*, 2008), se estima US \$ 300 000 en pérdidas económicas anuales (Rojas, 1990). Se considera que esta enfermedad es la principal causante de la muerte de vicuñas en la actualidad, seguida de la caza furtiva (Zúñiga, 2014).

En nuestro territorio son escasos los estudios relacionados con la presencia e identificación de la sarna en vicuñas por lo que se considera necesario establecer un sistema de vigilancia que permita conocer el estado sanitario y agentes productores de la sarna.

Son muchas familias las beneficiarias de los Chakus (esquila de vicuñas), ya que esta especie animal es considerada como patrimonio nacional. Por todas las razones mencionadas, se fijó como objetivo, determinar la presencia de sarna en vicuñas (*Vicugna vicugna*) en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes de la región Apurímac, tomando en consideración las variables: grupo etario, sexo, procedencia y zonas corporales, así como, el estadio del parásito y el grado de infestación.

## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1 Antecedentes

Bujaico (2015), realizó un trabajo de investigación que tuvo como objetivo principal controlar y tratar la sarna sarcóptica en vicuñas, en la Comunidad Campesina de Lucanas – Reserva Nacional de Pampa Galeras Bárbara D Achillé, se detectaron 1646 (26.71%) vicuñas con sarna entre crías, juveniles y adultas de ambos sexos, de las cuales de acuerdo a la gravedad de la lesión por sarna fueron clasificadas como casos leves, graves y muy graves, 845, 452 y 349 vicuñas, respectivamente.

Dale y Venero (1977), evaluaron los ectoparásitos de las vicuñas en Pampa Galeras, Ayacucho, Perú. Todos los ectoparásitos, excepto tábanos, fueron colectados directamente sobre animales vivos o sus pieles preservadas. Los ácaros de la sarna sarcóptica y piojos fueron montados en láminas de microscopía, usando el medio de Hoyer después de macerados en una solución acuosa de hidróxido de potasio y clarificados en cloralfenol. Todas las medidas han sido expresadas en milímetros. Han sido registrados los siguientes parásitos: *Sarcoptes scabiei* (Linné), *Amblyomma parvitarsum* Neumann, *Microthoracius praelongiceps* (Neumann), *M. mazzai* (Werneck), *M. minor* (Werneck), *Fidena (Fidena) atripes* (Róder), *Dasybasis (Haematopotina) pechumani* Coscaron & Philip, *D. (Dasybasis) punensis* Hiñe, *D. (D.) fairchildi* Coscaron & Philip. También se describieron la taxonomía, biología, y características de los ectoparásitos encontrados.

Portocarrero *et al.* (1998) en su estudio sobre la infección de *Sarcoptes scabiei var aucheniae* en alpacas del Centro Experimental La Raya – UNSAAC, en donde la sarna fue clasificada según su gravedad clínica, en leve, moderada y grave.

Ruiz (2016), identificó la presencia de ectoparásitos y endoparásitos en vicuñas, en siete comunidades de La Paz y Oruro (Bolivia), tomando en cuenta una muestra de 84 animales, entre los meses de octubre y diciembre de 2013. Fueron reportadas en la forma siguiente: *Microthoracius spp.* (25%) en Cotapampa; *Sarcoptes scabiei var. aucheniae* (46.2%) en Ucha Ucha y *Amblyoma parvitarsum* (23.1%) en Marka Aroma. Se observó diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) en la presencia de sarna asociado al lugar de captura.

Aráoz *et al.* (2016), describieron y compararon el tipo de presentación clínica e histopatológica en llamas y vicuñas afectadas por sarna sarcóptica. En septiembre de 2014 en brotes de sarna sarcóptica en llamas y vicuñas en cautividad, en la provincia de Jujuy, Argentina. Los casos se confirmaron mediante la identificación de los ácaros en raspados de piel, preservaron en etanol 70% y clarificados con hidróxido de potasio, y su observación con microscopio óptico. En forma simultánea se extrajeron biopsias de piel de la región perianal e ingle de dos vicuñas adultas. Los hallazgos histopatológicos revelaron en las vicuñas una dermatitis paraqueratósica severa, con hiperplasia de glándulas sebáceas y ausencia de folículos pilosos, la reacción inflamatoria fue de mayor severidad en las vicuñas, con predominio de macrófagos, células plasmáticas, neutrófilos y eosinófilos, la histología de ambas vicuñas mostró abundantes ácaros. Estos resultados coincidieron a su

vez con aquellos de los raspados cutáneos. Los hallazgos clínico-patológicos en las vicuñas sugieren la presentación de sarna “tipo paraqueratósica”, con abundancia de ácaros asociada a la aparición de cuadros clínicos graves con alta letalidad.

Beltrán-Saavedra *et al.* (2014), determinaron la presencia de ecto y endoparásitos estableciendo algunas determinantes biológicas y ecológicas en el Área Natural de Manejo Integrado, Apolobamba (ANMI, Bolivia), en febrero de 2006. Evaluaron 82 alpacas, 51 (62.2%) presentaron infestaciones provocadas por *Bovicola breviceps*, *Microthoracius mazzai*, *M. praelongiceps*, *M. minor*, *Amblyomma parvitarsum* y *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae*, del mismo modo en cuatro alpacas (4.9%) se observó sarna causada por *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae*. En 23 (45.1%) individuos se hallaron infestaciones simples y en 28 (55%) se detectaron infestaciones mixtas.

Beltrán-Saavedra *et al.* (2011), evaluaron el estado sanitario de vicuñas en contacto con ganado doméstico durante las capturas para esquilas comunitarias en el Área Natural de Manejo Integrado Nacional (ANMI), Apolobamba, Bolivia, esto entre octubre y diciembre de 2006 se muestrearon 36 vicuñas en las cuales se realizaron hemogramas completos, sero-exposición a brucelosis y virus de la fiebre aftosa (VFA), así como la presencia de parásitos internos y externos. Los raspajes de sarna fueron digeridos mediante hidróxido de potasio al 10% para la liberación y transparentación de ácaros, los cuales fueron identificados por morfología y metría (en micras). En 11 de las vicuñas revisadas (30.6%) se encontraron ectoparásitos o lesiones de sarna. En 8 de las vicuñas (22.2%) presentaron

ácaros, de los cuales dos animales machos adulto (5.6%) que presentaban lesiones de sarna, se identificó al ácaro *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae*, y las infestaciones halladas no presentaron diferencias significativas entre sexos y edades.

## 2.2 Bases teóricas

### 2.2.1 Clasificación taxonómica

La clasificación sistemática de la vicuña es la siguiente (Wheeler, 1995 citado en De Lamo, 2011):

Clase : Mammalia  
Subclase : Eutheria  
Orden : Artiodactyla (Owen, 1848)  
Suborden : Tylopoda (Illiger, 1811)  
Familia : Camelidae (Gray, 1821)  
Tribu : Lamini (Webb, 1965)  
Género : Vicugna  
Especie : *Vicugna vicugna* (Molina, 1782). Nombre vulgar: vicuña.  
Subespecie : *Vicugna vicugna vicugna*  
*Vicugna vicugna mensalis*.

### 2.2.2 Características de la vicuña (*Vicugna vicugna*)

Es una de las especies de camélidos sudamericanos que habitan en nuestro país; al igual que el guanaco permanecen en estado silvestre (Zúñiga, 1998). Las vicuñas son uno de los animales más importantes de la fauna silvestre en los andes sudamericanos, ya que constituyen un potencial en la explotación de su fibra, la cual es la más fina y exótica en el mundo, siendo su diámetro promedio de  $12.52 \pm 1.52 \mu\text{m}$  (Carpio y Solari, 1982), cotizándose en más de 500 dólares el kilo; además, la vicuña tiene una estampa fina, grácil, hermosa y un hábito delicado de pastoreo en zonas totalmente marginales, convirtiéndose en un conservador de la pradera (Zuzunaga, 2006).

Los camélidos se distinguen por lo siguiente: no tienen cuernos; la presencia de dientes caninos verdaderos, separados de los premolares por un espacio llamado diastema, tanto en el maxilar como en la mandíbula; una estructura anatómica de la cadera que les permite flexionar las patas debajo del tronco; la presencia de una uña en cada falange (en lugar de pezuña) de cada pata y una almohadilla plantar en cada dedo, entre otras características típicas (Wheeler, 1995 citado en De Lamo, 2011). Al igual que los rumiantes, no tienen piezas dentarias (incisivos) en el maxilar superior, lugar que se encuentra recubierto por tejido conectivo (rodete dentario), en la anatomía digestiva los *Tylopoda* tuvieron una evolución independiente de los denominados rumiantes verdaderos del suborden *Pecora*. Presentan diferencias en la cantidad de cámaras y disposición de los pre-estómagos con respecto a los *Bovidae*, pero de cualquier modo usan mecanismos similares en relación a la

capacidad de regurgitar el bolo alimenticio no degradado y de obtener energía a partir de los ácidos grasos volátiles que resultan de la fermentación en el saco ruminal o cámara principal de fermentación (De Lamo, 2011).

Las vicuñas tienen largos y sedosos mechones de color blanco sucio que le cuelgan del pecho y que le sirven para protegerse del frío cuando se echan. El cuello, lomo y los lados son de color café claro; el vientre y el interior de los muslos son de color blanco. Las adultas miden desde 1.15 a 1.30 m. de alzada a la cabeza; la alzada a la cruz es de 0.87 a 0.90 m., presenta una cabeza pequeña con orejas y ojos prominentes; con una hendidura central en el labio superior. El cuello es largo y el cuerpo es muy estilizado, llegando a pesar entre 40 a 50 kg (Torres, 1992). Y las crías al nacimiento alcanzan pesos de 4 a 6 kg (Zuzunaga, 2006). Las vicuñas son capturadas y esquiladas por las comunidades locales en una actividad conocida como Chaku palabra quechua utilizada por los antiguos peruanos (Baldo *et al.*, 2013).

### **2.2.3 Origen y evolución de las vicuñas**

Los camélidos aparecen en el eoceno tardío y fueron unas de las primeras familias de artiodáctilos modernos, seguidos por los cerdos, pecaríes, y los cérvidos en el oligoceno, y por las jirafas, los antílopes y los bóvidos en el mioceno; Los camellos, tanto los de Sudamérica como los de Asia/África se originaron en la parte central de Norte América,

donde pasaron más de 40 millones de años de su historia evolutiva. La dispersión a otros continentes ocurrió hace solo 2-3 millones de años (De Lamo, 2011).

Las investigaciones científicas, señalan que los camélidos sudamericanos viven en su actual hábitat (territorio), hace por lo menos unos 10 000 años, esto ha sido descubierto gracias a los restos óseos y las pinturas rupestres de camélidos encontrados en Perú, a 4000 msnm y que están entre 10 000 y 8000 años antes de Cristo. Además se cree que los camélidos migraron a Sudamérica desde Norteamérica hace aproximadamente 3 000 000 de años. Los estudios también han demostrado que aproximadamente en el año 5000 antes de Cristo, se inició la domesticación de guanacos y vicuñas, los cuales originaron a llamas y alpacas respectivamente (Sepúlveda, 2011).

Nuestros “camellos sin joroba” son parientes de los lejanos camellos de Asia y África. Son los mejores animales para la Puna porque al comer no perjudican la vegetación, no arrancan los pastos, sus patas abajo son blandas y no dañan el suelo. Además, su digestión permite aprovechar al máximo las pasturas. Por todo esto, se los llama pastoreadores de bajo impacto ambiental. Hay cuatro especies, dos silvestres y dos domésticas. La vicuña (*Vicugna vicugna*) pesa alrededor de 45 kg. Su pelaje está compuesto por una de las fibras de origen animal más finas del mundo. Solo habita la Puna o Altiplano a más de 3500 msnm, estuvo en peligro de extinción y todavía es una especie que requiere conservación. Es el ganado de Coquena y para muchas personas es un animal sagrado (Baldo *et al.*, 2013).

#### 2.2.4 Subespecies

Hasta ahora se han clasificado dos subespecies o razas. La raza norteña *Vicugna vicugna mensalis* se encuentra distribuida en el Perú, Chile y en Bolivia en los departamentos de Oruro y La Paz. La raza del sur *Vicugna vicugna vicugna* se encuentra en el departamento de Potosí, área “Sud Lipez” y en Argentina. La *V. v. vicugna* tiene una coloración más blanquecina y no tiene mechón pectoral blanco. La *V. v. mensalis* tiene una coloración más acanelada y posee mechón pectoral blanco (Renaudeau, 2003; Marín *et al.*, 2007).

De las dos subespecies existentes, la más estudiada es la vicuña norteña, *V. v. mensalis*, con su “color vicuña” y mechón pectoral. El color de su pelaje es marrón canela en la parte del dorso, lateral del cuerpo, a lo largo del cuello y la porción dorsal de la cabeza. El pecho, vientre, el sector interno de las patas y la parte inferior de la cabeza, son blancos. La punta de la cola y el sector ventral de la misma son de color blanco. La longitud promedio del vellón en animales adultos es de 3.28 cm, y el largo del mechón pectoral alcanza a medir entre 18 y 20 cm (Hofmann *et al.*, 1983). El diámetro promedio de la fibra del vellón es de  $12.52 \pm 1.52 \mu\text{m}$  (Carpio y Solari, 1982).

#### 2.2.5 Importancia de la vicuña en el Perú

El Perú tiene el privilegio de ocupar el primer lugar en el mundo en la tenencia de alpacas y vicuñas seguido de llamas, después de Bolivia. El aprovechamiento racional de esta ventaja

comparativa es el reto que el país encara como el medio más efectivo de lucha contra la pobreza y la inseguridad alimentaria que afecta a las comunidades campesinas que viven de la crianza de estas especies y de igual manera aprovechando las extensas áreas de pastos naturales en zonas alto andinas donde no es posible la agricultura ni la crianza económica de otras especies de animales domésticos, produciendo la fibra, el estiércol es otro subproducto valioso que se usa como combustible para la cocción de los alimentos y como fertilizante para los cultivos (Lichtenstein *et al.*, 2002).

El recurso vicuña es económicamente explotable por el alto valor de su fibra, pudiendo ser un mecanismo de integración a la economía activa del país y del poblador alto andino con la finalidad de mejorar su nivel de vida a través de su aprovechamiento (INRENA, 1994).

Se ha comercializado internacionalmente entre los años 1994 y 2001 un total de 14 043 kg de fibra pre decerdada, correspondiente a las campañas de captura y esquila desde 1993 hasta el año 2000, fluctuando la valorización base del kg de fibra entre 300 y 500 dólares americanos (CONACS, 2005), actualmente el Perú es el primer productor mundial de fibra de vicuña y comercializa entre 3500 a 4500 kg por año. Cada 24 de junio se hace el Chaku en Pampa Galeras, y a partir del 15 de mayo hasta el 15 de noviembre a lo largo de todo el Perú, reviviendo de esta manera la tradición inca (Cruz, 2005).



## 2.2.6 Estadísticas nacionales de las vicuñas en el Perú

En la siguiente tabla podemos observar la población de vicuñas en el Perú por regiones.

**Tabla 1. Población de vicuñas según región, 2012**

<b>Región</b>	<b>Vicuñas</b>
Ancash	435
Apurímac	11 434
Arequipa	15 213
Ayacucho	62 133
Cajamarca	1279
Cusco	17 833
Huancavelica	23 616
Huánuco	51
Ica	2346
Junín	21 325
La Libertad	1090
Lima	9515
Moquegua	1583
Pasco	1133
Puno	38 673
Tacna	1240
<b>Total</b>	<b>208 899</b>

DGFFS y MINAGRI (2012).

La población de vicuñas a nivel nacional según el censo del 2012 realizado por la Dirección General Forestal y de Fauna Silvestre y el Ministerio de Agricultura y Riego se tiene un total de 208 899 individuos y a nivel de Apurímac un total de 11 434 vicuñas en 73 comunidades campesinas, siendo Aymaraes con 3149 y Andahuaylas con 4117 y otras zonas con 4168 vicuñas conformado por hembras y machos de edades distintas (DGFFS y MINAGRI, 2014).

### **2.2.7 Hábitat**

Distribuido entre los 3200 y 4600 msnm en la provincia biogeográfica de la Puna. El clima de esta región posee un régimen pluviométrico estival, un período largo de aridez, notables variaciones térmicas diarias, humedad baja y vientos que aumentan la sequedad y el frío (Lichtenstein, 2002). La vicuña se encuentra entonces en el extremo noroeste de la Argentina, en una franja sur y oeste de Bolivia, en el extremo noreste de Chile, centro-este de Perú y algunos individuos introducidos en una reserva del Ecuador (Renaudeau, 2003).

Poseen adaptaciones asociadas al uso de vegetación xerófila y adaptados a condiciones extremas de sequía, viento y frío de la Puna, estas adaptaciones de la vegetación inciden en sus características de digestibilidad, fisiológica y etológica y se considera que realizan un “pastoreo de bajo impacto”. Algunas de estas adaptaciones son las siguientes: a) Las vicuñas no arrancan el pasto sino que lo cortan con los incisivos superiores, los cuales crecen en forma continuo y una capa de esmalte del lado labial que los mantiene afilados.

Permitiéndole aprovechar pastos muy cortos y partes basales fuera del alcance de otros ungulados; b) Realizan una selección más fina de partes de las plantas porque tienen labios hendidos lo que les permite mayor manipulación del vegetal; c) El alimento se retiene mayor tiempo en el estómago permitiendo una fermentación más prolongada y una mejor absorción (Hofmann *et al.*, 1983); d) Las patas terminan en yemas blandas que les permite cubrir la tercera y cuarta falange, esto les permite caminar seguro sobre las superficies rocosas y no origina destrucción del suelo delgado, e) Poseen mayor afinidad por el oxígeno y mayor función tisular a menores presiones parciales de oxígeno (Vilá, 1999).

### 2.2.8 Comportamiento social

Las vicuñas no muestran dimorfismo sexual, por lo que su identificación en el campo no sería posible si no existieran las diferencias de conducta según el sexo. Estas características originan grupos de individuos, que pueden ser claramente diferenciables: el grupo familiar polígamo, la tropilla de machos y los individuos solitarios (Zuzunaga, 2006) y son territoriales que se organizan socialmente en grupos familiares muy estables y grupos de solteros muy variables en composición y distribución, con estructuras laxas, siendo comunes las fusiones de los mismos (Vilá, 2002).

**a. Grupo familiar polígamo:** Generalmente está constituido por un macho y las hembras que pueden ser de 1 hasta 16 (promedio general 5 hembras por grupo familiar) y las crías, que permanecen hasta los 9 meses de vida en estos grupos para luego ser expulsadas y

formen posteriormente sus propios grupos familiares (Zúñiga, 1998). El macho dirige a su familia, se mantiene algunos metros alejado de las hembras y siempre está más alerta. En caso de que exista algún peligro, realiza silbidos que funcionan como alarma, que repiten también las hembras y este se interpone entre el peligro y ellas mientras se retiran. El territorio familiar puede tener una superficie de 8 y 40 ha (INRENA, 1994).

Cada familia está casi siempre en una misma zona (territorio). Cada hembra tiene una única cría por año, a la que amamanta casi 8 meses y la gestación dura aproximadamente un año (De Lamo, 2011).

**b. Tropillas juveniles:** Conformados por machos adolescentes de 9 hasta 18 meses de edad que aún no han alcanzaron la madurez sexual, reunidos llegan hasta 200 individuos dependiendo de la población existente. Estas tropillas no cuentan con un líder y se mueven sin rumbo fijo dentro el hábitat hasta encontrar un jefe de familia senil al cual desplazan en lucha y ocupan su lugar; casi todos son de tamaño uniforme y permanecen en las tropillas por dos o tres años (Zúñiga, 1998), también está compuesto por todos los grupos de machos no territoriales. Las tropillas de machos solteros (de 1 a 4 años de edad) están constituidas por 5 a 50 individuos, no son tolerados en hábitats ocupados y son rápidamente espantados fuera por los machos territoriales. Estos grupos de machos viven en territorios no ocupados o no preferidos debido a que son constantemente espantados se desplazan largas distancias en busca de áreas donde alimentarse sin ser perturbados (Lichtenstein, 2002).

**c. Los individuos solitarios o no diferenciados:** Sus integrantes pueden estar conformados por juveniles, adultos machos o hembras, que no se han incorporado a los grupos mencionados. Estos animales vagan sin tener un territorio determinado, en algunos casos se anticipan a las tropillas, en este grupo (no diferenciados) están incluidas todos aquellos grupos que por falta de tiempo de observación no pueden reconocerse por comportamiento (INRENA, 1994). También son considerados aquellos que han cumplido su ciclo biológico y por tener una avanzada edad, han sido expulsados de sus grupos familiares y territorios por otros machos más jóvenes (Zúñiga, 1998).

Una vicuña que va sola puede ser un adulto macho sin territorio o con territorio pero sin hembras. También puede tratarse de un antiguo líder que ha sido desplazado de su territorio por un nuevo macho. Este tipo de individuos también son unidades no reproductoras (Franklin, 1983 citado por De Lamo, 2011).

Se sabe que dentro de los dos grupos tienen diferentes representaciones puesto que el grupo familiar constituye la organización que asegura la perpetuación de la especie, mientras que la tropilla de machos es la que asegura el vigor de la población. Estas dos agrupaciones involucran en promedio 96.7% de la población total, o sea el 78.7% son grupos familiares y 18% son tropillas de machos, el resto de la población vagabundea en forma dispersa constituyendo un 3.3 % del total (INRENA, 1994).

### 2.2.9 Empadre y reproducción

Por la conformación de su estrato social, a la vicuña se considera un animal de costumbres polígamas, las hembras llegan a la madurez sexual a los 12 meses de edad, sin embargo, la mayoría tiene su primer empadre a los 24 meses y su primer parto a los 3 años (Hofmann *et al.*, 1983).

La etapa de gestación de la vicuña varían entre 330 y 350 días (Franklin, 1982 citado por De Lamo, 2011), empiezan a parir durante la segunda quincena de febrero y termina durante las primeras semanas de abril, con la mayoría de nacimientos en marzo (Hoyos, 2009), coincidiendo con la época de lluvia y nace una sola cría que al poco tiempo ya está lista para caminar y correr junto con su madre, la parición se produce entre las 7 de la mañana y las 2 de la tarde generalmente en días soleados, esto se debe a que la vicuña no puede lamer a su cría y por lo tanto debe secarse a la intemperie, con peso correspondiente al 15% del peso vivo de la madre (4 – 6 kg), el empadre ocurre unas semanas después de la parición (Zúñiga, 1998). Algunas vicuñas están listas para el empadre al año de edad, pero la mayoría entra a los dos años y producen su primera cría a los tres años. Las tasas de preñez, determinadas con base en observación externa en el último mes de gestación en Pampa Galeras antes de la crisis poblacional fueron de 85% a 95%, y 58% después de la crisis (Hoyos, 2009).

A los 30 días de haber nacido, la cría inicia la rumia y a los 7 meses ocurre el destete, aunque este periodo puede ser prolongado hasta los 10 meses. Desde antes del destete, las crías tienden a cubrir su demanda de energía en base a alimento vegetal (Hofmann *et al.*, 1983).

### 2.2.10 Conservación

En 1964 en el Perú quedaban entre 5000 y 10 000 vicuñas debido a la caza furtiva por su valiosa fibra y a la competencia con el ganado doméstico. Ese año comenzó el Proyecto de cooperación belga con el Ministerio de Agricultura y dos años después se firmó un Convenio entre el Ministerio de Agricultura y la comunidad de Lucanas con el fin de establecer la Reserva Nacional Pampa Galeras en el área donde existía el mayor número de vicuñas. A partir de 1972 la Reserva recibió apoyo de la República Federal de Alemania a través del Proyecto de Cooperación Técnica con la Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ). Este proyecto se centró en la conservación de la especie priorizando el aspecto biológico del manejo de la vicuña por sobre la dimensión social. A partir de aquí que se logró un crecimiento poblacional de vicuñas llegando a alcanzar una cantidad aproximada de 180 000 individuos (Lichtenstein, 2002).

Hasta los años 60 la vicuña estuvo en peligro de extinción y por eso se firmó el Convenio de Conservación de la Vicuña, que regula la conservación y el uso sostenible de la especie y al que adhirieron Perú, Bolivia, Chile, Ecuador y Argentina. A medida que creció la

población se permitió en distintos lugares el manejo de captura y esquila de vicuñas vivas. Con la fibra, la segunda más cara del mundo, se elaboran prendas de lujo que son comercializadas en el mundo. En Argentina, sólo Catamarca y Jujuy tienen autorización de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES) – el organismo que regula la actividad - para utilizar este recurso (Torres, 2014).

### **2.2.11 Amenazas**

Las amenazas más importantes tenemos a la caza ilegal, la competencia creciente con las llamas y las alpacas domésticas por las pasturas y la falta de fondos para las actividades de conservación a largo plazo. La caza ilegal se ha incrementado en Bolivia y Perú, desbordando el control de las autoridades. El aparente aumento reciente de la población de vicuña, como resultado de la protección, hará difícil la conservación a largo plazo de la especie a menos que la gente en cuyas tierras viven las vicuñas pueda percibir algunos beneficios de ello. El mal tiempo y la depredación por el puma (*Felis concolor*), son también citados como freno para la reaparición de la vicuña en ciertas zonas (FAO, 2005).

### **2.2.12 Manejo de la vicuña**

El estado Peruano asumió una concepción conservacionista en materia de recursos naturales, viabilizando la participación del sector privado, principalmente de los entes

colectivos organizados, a los cuales les fue otorgado este derecho por el decreto legislativo N° 653 y la ley N° 26496 ; promoviéndose así, la organización de 800 comités comunales para el manejo y aprovechamiento de la vicuña y la participación activa de casi 250 comunidades en la producción de fibras de vicuña, lo que permitió la obtención de beneficios económicos con su comercialización (CONACS, 2005).

Reflejado en su conservación y aprovechamiento de las vicuñas, bajo un criterio que resulte sustentable, la vicuña está sujeta a protección por el estado, desempeñando una función normativa, supervisora y promotora. (INRENA, 1994).

Desde 1996 se ha implementado el uso de cercos permanentes semi cerrados o corrales fijos hechos con malla de alambre de 1.80 m de alto, sujeto a postes de madera de eucalipto, los cuales están distribuidos conformando un perímetro de aproximadamente 12 km, lo cual abarca una extensión promedio de 1000 ha, con capacidad de albergar hasta 200 a 250 animales, según la capacidad de carga de los pastos. Es un sistema de semi cautividad, debido a que el cerco deja algunas entradas estratégicas para el flujo natural de los grupos de vicuñas desde y hacia el cerco y solo se cierra totalmente previa y durante la temporada de esquila u otra acción de manejo (Hoces, 1998).

Se desarrollaron distintas modalidades de manejo de vicuñas de acuerdo a sus características particulares como: organización social, idiosincrasia, sistemas de producción, sistema de tenencia de la tierra y de los recursos naturales, y legislación. En

Perú y Bolivia, los planes de manejo fueron diseñados para que las comunidades territoriales hicieran uso de las vicuñas que se encontraran en sus tierras comunales mediante capturas temporales para inmediatamente ser liberadas. En Chile existe un sistema mixto de manejo en silvestría por comunidades aimara y en grandes corrales. En Argentina, se diseñó un sistema de manejo en cautiverio llevado a cabo por pequeños productores. La "privatización" del manejo de este recurso natural coincidió con el período histórico en el que se privatizaron la mayoría de los servicios públicos en el país (Lichtenstein, 2002).

Se alimentan principalmente de hierbas y pastos, pero cuando éstos escasean o han sido comidos por el ganado, pueden comer arbustos como las *añaguas o torno*, la *cangia* y la *yaretilla*. Sólo en épocas de sequías extremas comen la *tola* u otros arbustos espinosos y de bajo valor nutritivo (Balbo *et al.*, 2013).

### **2.2.13 Problema sanitario**

Hofmann *et al.* (1983), mencionan que durante los primeros 4 meses de vida las crías sufren una mortalidad que varía entre 10% y 30%, siendo las principales causas de mortalidad en crías hasta dos meses de edad en Pampa Galeras las neumonías producidas por hipotermia (35-40%), caza ilegal (40%) y depredación por zorro, puma y cóndor (20%). En crías de 3 a 6 semanas de edad se observa con frecuencia las diarreas causadas por infección de *Escherichia coli*. Enterotoxemia causada por *Clostridium perfringens*,

principal causa de mortalidad en crías de alpaca a esta edad, nunca ha sido encontrada en vicuñas de Pampa Galeras. Entre las enfermedades reportadas en vicuñas adultas necropsiadas en Pampa Galeras se puede anotar actinomicosis y osteomielitis (pocos casos), sarcocystiosis (común), parasitosis gastrointestinal (moderado) y sarna (casos aislados). La poca incidencia de enfermedades es debido al hábito de uso de estercoleros que previenen focos de infección en el medioambiente. Otro estudio demostró que las causas de mortalidad en la población adulta fueron por: depredación (54%), rayos (26%), y un 20% a causa de la hipotermia, infección no especificada, inanición y causas no determinadas (Hoyos, 2009).

#### **2.2.14 Enfermedades parasitarias**

Las enfermedades que provocan mayores problemas por su frecuencia de presentación son la sarna, gastroenteritis verminosa, sarcocystiosis y coccidiosis (Quispe, 2011). Diversas enfermedades parasitarias afectan a los camélidos sudamericanos. Si bien éstas no son causa de elevada mortalidad como las infecciosas, y a menudo pasan desapercibidas por los productores, son responsables de pérdidas considerables por afectar una serie de funciones productivas. Los parásitos gastrointestinales, además de ocasionar un drenaje constante de sangre, interfieren con el proceso digestivo de utilización de los alimentos, lo que se traduce en deficiente desarrollo corporal y baja producción de fibra y carne. Además, el debilitamiento del animal hace que este sea más susceptible a contraer enfermedades infecciosas. Los ectoparásitos, por otro lado, afectan la producción de fibra tanto en

cantidad como en calidad. En este grupo la enfermedad más importante es la sarna, por afectar el crecimiento de la fibra y su calidad, además de causar retardo en el crecimiento y alteración de otras funciones productivas. La afección es producida por la presencia y multiplicación de ectoparásitos conocidos con el nombre de ácaros. Se han encontrado dos especies de ellos en alpacas, llamas y vicuñas: *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae* y el *Psoroptes aucheniae* (FAO, 2005).

### **2.2.15 Sarna**

Los ácaros productores de padecimientos en rumiantes se clasifican de la siguiente manera: Orden Parasitiformes, Suborden Mesostigmata, Orden Acariformes, Suborden Prostigmata, Orden Acariformes, Suborden Astigmata (Quiroz *et al.*, 2011).

### 2.2.15.1 Clasificación taxonómica general de los ácaros de sarna

Reino: Animalia

Subreino: Bilateria

Phylum: Artropoda

Clase: Arachnida

Subclase: Acari

Superorden: Acariformes

Orden: Astigmata (Sarcoptiformes) (ácaros de sarna)

Orden: Trombidiformes

Familia: Sarcoptidae

Género: Sarcoptes

Especie: *Sarcoptes scabiei* var. *Aucheniae*.

Familia: Psoroptidae

Género: Psoroptes, Chorioptes

Especie: *Psoroptes comunis* var. *Aucheniae*, *Chorioptes bovis*

Familia: Demodicidae (Serrano, 2010).

Género: Demodex (*Demodex aucheniae*).

Los ácaros pertenecen al Phylum Arthropoda, clase Arachnida y subclase Acari. Son de pequeño tamaño, alrededor de 0.2 a 0.4 mm, poseen tres pares de patas en su fase larval y cuatro en el estado de ninfa y adulto. Más de 30 000 especies han sido descritas en el mundo con numerosos géneros y especies, que pueden ser ectoparásitos y endoparásitos. Varios de estos ácaros tienen importancia médica, en medicina veterinaria. Se distinguen de los arácnidos por la presencia de gnatosoma y la falta de división entre el abdomen y el

cefalotórax. Algunos excavan la piel como *Sarcoptes scabiei* y abandonan al hospedero una vez que se alimentan (Jofré *et al.*, 2009).

Hay 3 tipos de sarna en camélidos sudamericanos: sarcóptica, psoróptica y chorióptica. La sarcóptica producida por *Sarcoptes scabiei var aucheniae* fue descrita para todos los camélidos sudamericanos, particularmente llamas, alpacas y vicuñas en sus ambientes naturales (Leguía, 1991) y fuera de los denominados ambientes propios (McKenna *et al.*, 2005 citado en De Lamo, 2011). La sarna psoróptica es producida por *Psoroptes auchenia* que afectaría llamas, alpacas y vicuñas (Leguía, 1991), aunque algunos autores consideran que es producida por una especie aún no determinada de *Psoroptes* (Aguirre y Cafrune, 2007 citado en De Lamo, 2011). La sarna chorióptica es producida muy probablemente, según Aguirre y Cafrune (2007) por *Chorioptes bovis*, pero solo ha sido reportada en camélidos sudamericanos domésticos criados en ambientes extra-andinos (De Lamo, 2011).

Los ácaros que producen sarna son parásitos permanentes de la piel, por lo tanto todo el ciclo se realiza en el hospedero. Dependiendo del género se localizan en diferentes lugares, *Sarcoptes* en galerías intraepidérmicas (infección), *Psoroptes* y *Chorioptes* en la zona epicutánea (infestación) y *Demodex* en los folículos pilosos (infección) (Rojas, 2004).

La sarna es una enfermedad de la piel contagiosa que se caracteriza por la formación de costras, prurito de la piel y alopecia y está causada por varias especies de ácaros que se esconden o habitan en la piel (OIE, 2012) y constituye la segunda enfermedad parasitaria en importancia y ocasiona el 95 % de pérdidas por ectoparasitismo, estimadas en US\$ 300

000 anuales (Rojas, 1990). La sarna sarcóptica de los dromedarios es un trastorno crónico especialmente debilitante que causa una mortalidad alta y que puede predisponer al hospedador afectado a otras infecciones (Zahler *et al.*, 1999).

## **2.2.15.2 Sarna sarcóptica**

### **2.2.15.2.1 Etiología**

La sarna producida por el género *Sarcoptes* se denomina sarna sarcóptica. En 1978 Fain demostró la existencia de una especie de la familia *Sarcoptidae* altamente variable, al analizar algunas de las 30 especies del género. Según el hospedero animal se identifican las siguientes variedades *Sarcoptes scabiei var bovis*, *S. scabiei var suis*, *S. scabiei var equi*, *S. scabiei var aucheniae*, *S. scabiei var cuniculi* y *S. scabiei var canis* que parasitan al ganado bovino, cerdo, caballo, llamas y alpacas, conejos y perros respectivamente (Jofré *et al.*, 2009). Abandonan al hospedero una vez que se alimentan (Krauss *et al.*, 2003).

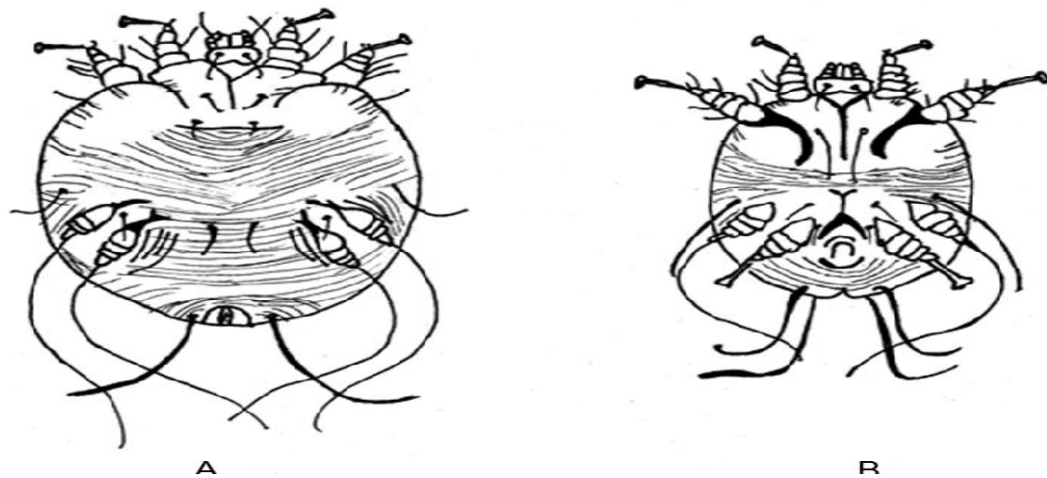
El tiempo de supervivencia de los ácaros fuera del hospedador en condiciones moderadas es de unos 10 días o menos. Debido a su actividad en las capas de la epidermis de la piel (OIE, 2012).

La sarna sarcóptica es una de las enfermedades de camélidos más prevalente y seria de nivel mundial, se encuentra en segundo lugar de importancia de todos los órdenes de dromedarios (Wernery y Kaaden, 2002).

### 2.2.15.2.2 Características morfológicas

El contorno del cuerpo de los sarcóptidos es por lo general redondeado, la superficie dorsoventral es aplanada y la cutícula es estriada. Los palpos constan de un segmento y normalmente las patas son cortas. Las hembras adultas de *S. scabiei* tienen una longitud de aproximadamente 500  $\mu\text{m}$  con estrías parecidas a huellas digitales en la cutícula, patas cortas y gruesas, varias cerdas y ganchos característicos, con un parche dorsal de espinas en forma de dientes. Los machos son semejantes pero más pequeños (en torno a 275  $\mu\text{m}$ ), y es menor el número y el tamaño de las espinas en forma de dientes, el ano está en la parte posterior de ambos sexos y el primer par de epímeros está fundido en forma de Y en la zona mesoventral, hay unas ventosas pretarsales separadas, con pedúnculos largos, en las patas I y II de ambos sexos y en las patas IV de los machos, todas las demás patas terminan en cerdas largas con forma de pelos. Además, cada tarso soporta en su extremo una o dos cerdas cortas muy modificadas en forma de espolones. Las ninfas se parecen a las hembras, pero son más pequeñas y no tienen oviporo. Las larvas son similares pero son aún más pequeñas y solo tienen seis patas (OIE, 2012), las características de los tarsos del primer, segundo y cuarto par de patas de los machos así como el primer y segundo par de patas de las hembras terminan en ventosas con forma de campana, mientras que el tercer par de patas en los machos y el tercer y cuarto par de patas en las hembras terminan en cerdas (Soulsby, 1987).

Morfológicamente los ácaros de *Sarcoptes scabiei* son de color blanquecino con patas y partes bucales cafés. El idiosoma es oval, dorsalmente convexo y ventralmente aplanado. Las hembras adultas miden de 300 a 500  $\mu\text{m}$  de largo y de 230 a 340  $\mu\text{m}$  ancho; los machos miden de 213 a 285  $\mu\text{m}$  largo por 160-210  $\mu\text{m}$  ancho (Fain, 1978 citado en Rodríguez *et al.*, 2015).



**Figura 1.** A) Hembra de *S. scabiei*, vista ventral, con ventosas en patas I y II y cerdas en patas III y IV; B) macho de *S. scabiei*, vista ventral, con ventosas en patas I, II y IV.

### 2.2.15.2.3 Ciclo biológico de *Sarcoptes scabiei*

Corresponde a un ciclo directo, constituido por tres fases evolutivas con metamorfosis completa. Las hembras depositan huevos en galerías fabricadas en la piel (Sánchez *et al.*, 1985). El ciclo de *Sarcoptes* observado en alpacas del altiplano de Perú, dura entre 20 y 25 días, el ácaro pasa por los estadios de huevo 4 a 5 días, larva (hexápoda) 4 a 5 días, ninfa 1

o proninfa de 4 a 5 días, ninfa 2 o deutoninfa (octópodos carentes de orificio genital) 4 a 5 días, adulto (con orificio genital) (Wernery y Kaaden, 2002).

El ciclo completo de *Sarcoptes* es de 18 a 26 días (Sánchez *et al.*, 1985), es más corto que el promedio, siendo este uno de los factores que lo hacen tan prolífico y resistente al ambiente. Además, la hembra adulta produce de 3 a 4 huevos diarios. Pueden mantenerse fuera del hospedador por muchos días y mantenerse activas, esto sucede en los revolcaderos o en el cerco del corral, si el clima es lo suficientemente fresco y húmedo (Wernery y Kaaden, 2002).

La hembra fertilizada al excavar túneles en la capa superior de la epidermis se alimenta de las secreciones que rezuman del tejido lesionado. Esta hembra excava a una velocidad de 2-3 mm/día y desova en el túnel que deja por detrás. La eclosión de los huevos da lugar a las larvas que excavan hacia la superficie cutánea, donde se movilizan para alimentarse, y por último, reposan en una bolsa de muda. Las ninfas también se movilizan sobre la piel pero pueden permanecer en la bolsa de muda hasta que maduran. Los machos emergen y copulan con las hembras en la superficie de la piel o en los nódulos. Después de la fertilización, las hembras excavan nuevos túneles, que se pueden originar a partir de los nódulos en los que han evolucionado o se forman de nuevo (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

En sus diferentes fases, los ácaros viven dentro de túneles excavados en la piel del camélido. Las hembras ponen de 2 a 3 huevos diarios durante 2 meses. Los huevos incuban en 3 a 5 días y de ellos emergen larvas de 6 patas; que 4 o 5 días después mudan y se convierten en ninfas de 8 patas. Las larvas y ninfas escarban otros túneles laterales o pueden emigrar a otras partes, perforando la piel a través de los folículos pilosos. Después de 2 días hacen otra muda y se convierten en parásitos adultos (Pezo *et al.*, 2014).

#### 2.2.15.2.4 Fisiopatología

La sarna sarcóptica causada por *Sarcoptes scabiei var. aucheniae*, se introduce en la piel y forma túneles o galerías (Leguía y Casas, 1999). Perforan la piel para succionar la linfa, pudiendo alimentarse también de células epiteliales jóvenes, es un ácaro arador y minador que causa irritación intensa con escozor que induce al rascado, lo que contribuye a que se agrave el proceso (Sánchez, 1986 citado en Ayma *et al.*, 1995). Mediante su aparato bucal y saliva produce una acción mecánica, tóxica e irritativa que se traduce en una intensa reacción inflamatoria, la cual es más dramática en animales reinfestados, en los que se desarrollan cuadros de dermatitis hipersensible. Se caracteriza por una dermatitis supurativa severa y progresiva. Se localiza primariamente en zonas desprovistas de piel (axilas, entrepiernas, vientre, etc.), iniciándose la lesión como pequeños focos eritematosos, con bastante prurito y exudado seroso que al coagularse da lugar a costras agrietadas, sangrantes y dolorosas. Estas lesiones pueden extenderse progresivamente a otras regiones y hasta llegar a generalizarse en todo el cuerpo. El intenso prurito ocasiona que los

animales se muerdan o rasquen y lamido de las zonas afectadas o se soben contra superficies duras, lo que induce un mayor daño traumático que puede complicarse con infecciones bacterianas secundarias, produciendo heridas piógenas que agravan el cuadro clínico, comprometen la movilidad de los labios, dificultando la prehensión del forraje, además de la capacidad de caminar, se produce también flacidez del escroto dificultando la termorregulación de los testículos (Leguía y Casas, 1999; Rojas, 2004). Además de la formación de eritema, descamación, costras formadas por exudado inflamatorio y liquenificación de la piel (Wall y Shearer, 2001).

Las consecuencias de la presentación clínica de sarna prolongada incluyen, la muerte, animales debilitados que se vuelven susceptibles a otras enfermedades, riesgo de transmisión a animales o incluso, seres humanos y un gran costo económico por los tratamientos repetidos y la mano de obra que se requiere para manejar a los animales (Twomey *et al.*, 2009). Si el animal no es tratado luego de la presentación aguda, en unas cuantas semanas se desarrolla el estadio crónico de la enfermedad, el más común en el campo, caracterizado por hiperqueratosis, descamación excesiva, la piel se torna quebradiza y se observa agrietada (Wernery y Kaaden, 2002).

Las lesiones están caracterizadas por túneles epidérmicos y pápulas muy pruriginosas especialmente en las horas nocturnas, en las infecciones severas existe descamación, que es rica en parásitos. Una forma clínica más severa se conoce con el nombre de sarna noruega, caracterizada por abundante descamación hiperqueratósica y amplio compromiso de la piel,

esta entidad se encuentra asociada con otras enfermedades debilitantes como la desnutrición (Botero y Restrepo, 2006).

Las lesiones primarias son de tipo papular y van acompañadas de eritema difuso y costras superficiales y adherentes. No obstante, debido al autotraumatismo severo, a menudo las lesiones secundarias son predominantes, en forma de alopecia, erosiones, excoriaciones, liquenificación e hiperpigmentación, estas últimas en los casos más crónicos, que a menudo se ven complicados con pioderma superficial y/o sobrecrecimiento por *Malassezia pachydermatis* (Yotti, 2013). Es un rasgo común en la sarna la existencia de un prurito generalizado de intensidad muy variable, de predominio nocturno (Santos – Juanes, 2001) dado que la hembra deposita los huevos por la noche (Gay Prieto, 1976; Puig, 2001 citado por Campillos *et al.*, 2002), porque la actividad del parásito aumenta con el calor (Santos – Juanes, 2001).

La sarna no tratada suele asociarse con piodermitis debido a invasión secundaria por *Streptococcus pyogenes*. Tales infecciones pueden ocasionar celulitis forúnculos o linfangitis (McCarthy, 2004). Se piensa que la erupción generalizada es debida a una reacción alérgica a los contenidos que hay en el surco, al mismo ácaro, a sus huevos o sus deposiciones (Gay Prieto, 1976 citado por Campillos *et al.*, 2002).

### 2.2.15.2.5 Epidemiología

#### a) Factores del parásito

Los ácaros tienen un comportamiento estacional, son más activos en las estaciones de primavera-verano y son menos prevalentes en otoño-invierno. Están en pequeña cantidad y restringidos a lugares del cuerpo del animal que sean húmedos y protegidos de los rayos solares, tales como los pliegues inguinales y axilas. En estas zonas se pueden encontrar hembras inactivas o diapáusicas, que no están ovipositando es decir se encuentran en estado de latencia. Se puede observar *Sarcoptes scabiei* en el 5-15% de los animales, tiene una capacidad biótica de 8-15 huevos por hembra. *Psoroptes* es más contagioso debido a su ciclo más corto y su mayor resistencia al medio ambiente (Rojas, 2004).

La gran prolificidad de los ácaros es un factor que favorece la elevada contagiosidad de las sarnas. Así en las infestaciones activas, los ácaros se encuentran en cantidades masivas, ya que cada hembra puede poner hasta 200 huevos a lo largo de su vida y las larvas sólo necesitan pocos días para alcanzar la madurez sexual. Esta elevada prolificidad aumenta las posibilidades de contagio entre animales sanos y enfermos. Aunque siempre se ha considerado que la transmisión se realiza a partir de hembras recién copuladas, las larvas y ninfas pueden ser también la fuente de contagio ya que se ha observado que durante el pico máximo de reproducción de los ácaros estas formas inmaduras son muy numerosas. Por otra parte, en *Sarcoptes* se ha demostrado que la alta mortalidad de larvas y ninfas implica

la necesidad de un elevado número de ácaros para transmitir la enfermedad (Alonso y Miro, 1997).

## **b) Factores del hospedero**

La presentación en animales adultos está comúnmente asociada a situaciones de estrés nutricional o sobrepoblación. Cabe recalcar, que los animales severamente afectados pueden morir, no por el efecto de la sarna, sino por las complicaciones, alpacas con los labios afectados no pueden alimentarse con normalidad por el dolor y el prurito. Sin embargo, los casos más prevalentes son aquellos que sufren la enfermedad que tiene como base a la inmunopatología, la hipersensibilidad Tipo I, mediada por anticuerpos IgE ligadas a las células cebadas y basófilos. Los animales desarrollan resistencia contra los ácaros, pero sin llegar completamente protectora (Rojas, 2004).

Se menciona que la enfermedad afecta por igual a animales de cualquier sexo o edad, aunque se ha reportado que los animales jóvenes son más susceptibles a la infección. Sin embargo, animales adultos debilitados pueden afectarse severamente (Pérez *et al.*, 2007).

La principal vía de propagación es el contacto directo entre animales enfermos y sanos, siendo en general los jóvenes los más afectados (Rojas, 2004). En general, son más susceptibles los animales con mala alimentación y sometidos a condiciones de estrés físico, fisiológico o ambiental como el hacinamiento, largas caminatas y manejo deficiente (Blood y Radostis, 1992).

### c) Factores ambientales

La temperatura ambiental de primavera–verano facilitan el desarrollo del ciclo biológico y la prevalencia de la presentación clínica de la enfermedad observándose con mayor gravedad y extensión las lesiones, además existe un periodo de latencia durante otoño e invierno con pequeñas poblaciones de ácaros localizadas en zonas protegidas del cuerpo como axilas, entrepiernas, pliegues inguinales y orejas. La difusión de los ácaros es facilitada por la costumbre de los camélidos de establecer revolvederos, a estos lugares acuden todos los animales del rebaño, donde los ácaros pueden permanecer vivos hasta por 7 días (Rojas, 2004). El *Sarcoptes scabiei* puede sobrevivir fuera del hospedador de 24 a 36 h, a 21°C y a una humedad de 40 a 80% (Arlian, 1989; Arlian *et al.*, 1984 citado por Lorente, 2006) y hasta 19 días a 10°C con una humedad del 97%, se podría decir que tiene una alta capacidad infestante (Mellanby, 1985 citado por Lorente, 2006).

#### 2.2.15.2.6 Inmunidad

La respuesta inmunitaria inicial del organismo frente a una infección por *Sarcoptes spp.* es de tipo humoral, iniciándose de forma inmediata la producción de IgM e IgA específicas. Posteriormente los niveles de estas inmunoglobulinas van disminuyendo al tiempo que se incrementa la producción de IgG específicas. Se han identificado hasta nueve fracciones antigénicas del acaro, responsable de la producción de anticuerpos (Arlian, 2000 citado por Lorente, 2006). Diversas investigaciones han constatado que tanto las células Langerhans,

como los linfocitos T dérmicos juegan un papel importante en el desarrollo de la respuesta inmunitaria del hospedero frente a *S. scabiei* (Stemmer *et al.*, 1996; Arlian *et al.*, 1997 citado por Lorenta, 2006).

La sarna sarcóptica es capaz de producir reacciones de hipersensibilidad de tipo I, III y IV en el hospedador. Este mecanismo de hipersensibilidad parece ser la causa fundamental del prurito, lo que explicaría que a menudo un número muy reducido de ácaros pueda ser responsable de un cuadro con un prurito extremo (Yotti, 2013).

La hipersensibilidad tipo I mediada por anticuerpos IgE al aglomerarse cuando se combinan con sus antígenos específicos desencadenan la de granulación de las células. Los gránulos contienen sustancias que dilatan la red capilar causando rubor y edema, contraen la musculatura lisa y provocan una infiltración con neutrófilos, macrófagos y eosinófilos esta hipersensibilidad es la responsable de algunas de las manifestaciones clínicas de las infestaciones por ectoparásitos (Barriga, 1999)

Se da una hipersensibilidad tipo III debido a que los complejo antígeno-anticuerpo precipitan en el espesor de los tejidos. Estos complejos activan el complemento el cual puede dañar los tejidos mediante dos mecanismos. El complejo C5-9 destruye membranas celulares en las vecindades, y la formación de factores C5a, C3a y C4a atrae activa y degranula mastocitos y neutrófilos lo cual produce una severa inflamación local (Barriga, 1999).

Hipersensibilidad tipo IV o tardía: Es una reacción de inmunidad mediada por células que dañan los tejidos del hospedero. Fundamentalmente esta reacción es iniciada por las citocinas de los linfocitos Tco2 que atraen y activan macrófagos, células asesinas naturales, linfocitos citotóxicos y neutrófilos (Barriga, 1999).

#### **2.2.15.2.7 Diagnóstico**

Los ácaros sarcóptidos son parásitos estrictos que anidan en la piel de los mamíferos y de los que se han descrito más de 100 especies (Klompfen, 1992; Bochkov, 2010).

Es por medio de la aparición de signos clínicos como, prurito, alopecia e hiperqueratosis que se realiza el diagnóstico clínico (Wernery y Kaaden, 2002), siendo confirmado por la detección microscópica de los ácaros, extraídos por raspado de la piel del animal afectado (Twomey *et al.*, 2009). La muestra debe ser tomada con un bisturí, debe ser de 1cm a 2 cm de piel afectada y se deben tomar tres a cuatro muestras de cada animal (Wernery y Kaaden, 2002). Hay dos maneras de averiguar la presencia de sarna en los animales. Un diagnóstico clínico del animal vivo consiste básicamente en la observación de lesiones en la piel del animal, caída de fibra, cojera, prurito, y costras en el cuerpo del animal; el diagnóstico definitivo se realiza mediante un examen microscópico de raspado de piel de las zonas afectadas, a fin de determinar la presencia de los ácaros (Roque, 1987; citado por Ayma *et al.*, 1995; Pérez *et al.*, 2007).

Diversas técnicas parasitológicas contribuyen al diagnóstico de la sarna sarcóptica. Todas ellas se basan en la visualización de adulto de *S. scabiei*, ninfa, larvas o huevos. Uno de los inconvenientes es que todos tienen una baja sensibilidad, sobre todo cuando el grado de parasitación es baja, lo cual es muy frecuente en las fases iniciales de la infección (Rodríguez, 2012).

#### **2.2.15.2.8 Diagnóstico diferencial**

Dermatitis por estafilococos, reacciones alérgicas, dermatitis por contacto con superficies abrasivas, hiperqueratosis idiopática relacionada al Zinc (Wernery y Kaaden, 2002). El patrón dermatológico característico de la sarna sarcóptica es pruriginoso, acompañado de lesiones secundarias consecuentes. Los primeros diagnósticos diferenciales serían otros ectoparásitos pruriginosos y las hipersensibilidades (dermatitis alérgica a la picadura, alergia alimentaria, dermatitis atópica y dermatitis de contacto), y en segundo lugar pioderma, el prurito intenso es característico y probablemente se deba a la hipersensibilidad a las secreciones del ácaro (Sagñay, 2009).

#### **2.2.15.2.9 Importancia zoonótica**

Este ácaro causa la sarna sarcóptica en humanos y en otros mamíferos. Esta se encuentra entre los tipos de sarna más comunes, extendidos y más graves. En todo el mundo se dan más de 100 especies conocidas de hospedadores infestados agrupadas en al menos 10

órdenes de mamíferos y 26 familias (Bornstein *et al.*, 2001). Producen una dermatitis con lesiones generalmente papulares, pruriginosas y en ocasiones con reacción alérgica, secundaria a la saliva que se deposita mientras se alimentan (Cheng, 1980). Algunos análisis moleculares recientes corroboran la co-especificidad de todas las variantes de *Sarcoptes* (Zahler *et al.*, 1999) y se ha puesto de manifiesto una respuesta inmune en los hospedadores infestados por *Sarcoptes* (Arian *et al.*, 1994). Se han producido casos de sarna en criadores afectados por el contacto directo con sus animales, sobre todo cuando se trata de un brote de sarna causado por *Sarcoptes scabiei*, siendo el ácaro con mayor potencial zoonótico (Anon, 2008).

Así, la transmisión de *Sarcoptes scabiei var. aucheniae*, a ovejas, caballos y seres humanos ha sido reportada. Delafont y Bouguinon en 1895, fueron los primeros en descubrir *Sarcoptes scabiei* en llamas. En este estudio dos estudiantes fueron accidentalmente infectados por el contacto con las llamas (Alvarado *et al.*, 1966). La infección cruzada de humanos con alguna variedad de *S. scabiei* de animales, se denomina, pseudo-scabiosis, aunque los signos clínicos son similares a los producidos por la infección de *S. scabiei var. hominis*, esta infección puede traer como consecuencia la presentación de pioderma (Wernery y Kaaden, 2002).

### 2.2.15.2.10 Tratamiento

Existen en la actualidad muchos acaricidas efectivos, muchas de estas preparaciones son para aplicación cutánea como órganoclorinas, organofosforados y piretroides sintéticos, otros son de aplicación parenteral, como las lactonas macrolíticas, ivermectina, milbemicina y doramectina (Wernery y Kaaden, 2002).

**Baños:** estos deben repetirse cada 2-3 semanas en el caso de *Sarcoptes* y cada 10-12 días en el caso de *Psoroptes* para evitar la reinfestación (Rojas, 2004). Es recomendable complementar el baño con ácido siálico al 15%, por su acción queratolítica. Durante los lavados deben removerse la piel muerta y los detritus (Wernery y Kaaden, 2002).

**Inyectables:** mantienen su efecto por varias semanas, por ejemplo, ivermectina 8 semanas y doramectina por 5 semanas (Rojas, 2004). Se ha reportado en el Reino Unido, que el tratamiento continuado a base de inyecciones subcutáneas de ivermectina en dosis de 0.2 ml/kg PV, resulta efectivo para el tratamiento, pero la respuesta es muy lenta ya que se requieren un aproximado de 12 inyecciones para la eliminación completa (Twomey *et al.*, 2009).

Uno de los tratamientos posibles es la aplicación de un baño acaricida, el cual se debe repetir a los 15 días para eliminar a los individuos recién eclosionados. Los insecticidas menos tóxicos son los piretroides, como la permetrina, la cipermetrina, el d-fenotrín y la

tetrametrina. Esos productos alteran la transmisión nerviosa del parásito, interfieren en los canales de sodio y causan su parálisis; presentan, además, una acción repelente y residual al tratamiento. Sin embargo, el método más efectivo consiste en la aplicación de antiparasitarios sistémicos como ivermectina que con dosis de 200 mcg/kg de peso por vía subcutánea, presenta alta efectividad y gran poder residual (Guerrero y Alva, 1986).

#### **2.2.15.2.11 Prevención y control**

El tratamiento debe ser colectivo, incluyendo a todos los animales, sanos y enfermos, los baños deben cubrir toda la superficie corporal (Rojas, 2004). Es un error muy común solo cubrir con el producto la zona afectada, pero los ácaros pueden localizarse en zonas de la piel que todavía no evidencian la forma clínica (Wernery y Kaaden, 2002). Los tratamientos deben repetirse en el tiempo indicado por el producto para evitar la reinfestación, en el Perú el calendario sanitario debe incluir la desparasitación en las estaciones de otoño e invierno (Rojas, 2004).

### 2.2.15.3 Sarna de familia Psoróptidae

#### 2.2.15.3.1 Etiología

##### a) Sarna psoróptica

La sarna psoróptica es causada por *Psoroptes communis* var. *aucheniae*. Se conocen 50 especies de unos 30 géneros de ácaros psoróptidos presentes en al menos 11 órdenes de mamíferos, correspondiendo la mayoría a los primates (Bochkov, 2010).

La primera descripción de los ácaros psoroptes que se publicó es la que versa sobre *P. ovis*, adoptando esta designación para todos los ácaros de la sarna mencionados que se hallan en todos los hospedadores domésticos. De ahí que la situación de la nomenclatura de los *Psoroptes* se convierta en similar a la de los sarcoptes, con una especie variable desde el punto de vista de la morfología y el genotipo a nivel mundial, aunque presente en un espectro menor de hospedadores y con una especificidad de hospedadores un poco menos estricta entre las distintas variantes. Los otros dos *Psoroptes* spp. Quedan como taxones provisionalmente válidos que afectan solo a hospedadores mamíferos salvajes (Bochkov, 2010).

## **b) Sarna cori6ptica o chorioptica**

La sarna cori6ptica, tambi6n llamada “prurito de la granja”, quiz6s sea la forma m6s com6n de la sarna del ganado vacuno y de los caballos. Es una condici6n relativamente moderada que normalmente est6 m6s localizada y con una intensidad de prurito menor que la de la sarna psor6ptica y la sarc6ptica. Eso probablemente se deba a que los 6caros *Chorioptes* son capaces de alimentarse y sobrevivir en los desechos epid6rmicos producidos en la superficie de la piel del hospedador, sin que necesariamente ataquen a las partes vivas de la piel del hospedador (OIE, 2012).

Desde 1975, se le ha hallado en el alce europeo, *Alces alces*, y varias veces en ganado vacuno de Brasil, Alemania, Israel y EE.UU sobre la base de las publicaciones de la USDA, *C. texanus* puede considerarse en la actualidad como la especie de chorioptes prevalente en el ganado vacuno de EE.UU (OIE, 2012).

### **2.2.15.3.2 Características morfol6gicas**

La hembra madura de psoroptes tiene 550–750  $\mu\text{m}$  de largo, una cut6cula estriada, aunque sin espinas y 4 cerdas som6ticas dorsales dispersas largas y 16 cortas. Detr6s de las piezas bucales se distingue un escudo cuticular anterodorsal, y el oviporo mesocentral tiene forma de U invertida. El ano est6 en la zona posteroventral. El tama6o de los machos es un cuarto menor que el de las hembras. Los machos tienen un escudo cuticular adicional m6s grande

en posición posterodorsal, un par de ventosas adanales en posición posteroventral utilizadas para el apareamiento, y dos lóbulos posteriores terminales dotados de cerdas de diagnóstico, cada uno de ellos equipado con cuatro cerdas de longitud y estructura variables. Las ninfas y las larvas son en cierto modo semejantes a los adultos, pero progresivamente más pequeñas, y todos los psoroptes son de color blanco perla. En todas las fases, los dos pares de patas anteriores son más gruesas y robustas que las de los pares posteriores, que son más delgadas y, en el caso de los machos, son más cortas las del cuarto par. Las patas I y II terminan en ventosas empodiales pretarsales sobre pedicelos segmentados largos en ambos sexos, siendo similares las estructuras en las patas IV de la hembra y en las patas III de los machos. El tercer tarso de la hembra termina en dos largas cerdas en forma de látigo, y el macho tiene una sola cerda corta en el tarso IV, y una cerda larga y delgada que acompaña a la ventosa empodial en el tarso III (OIE, 2012).

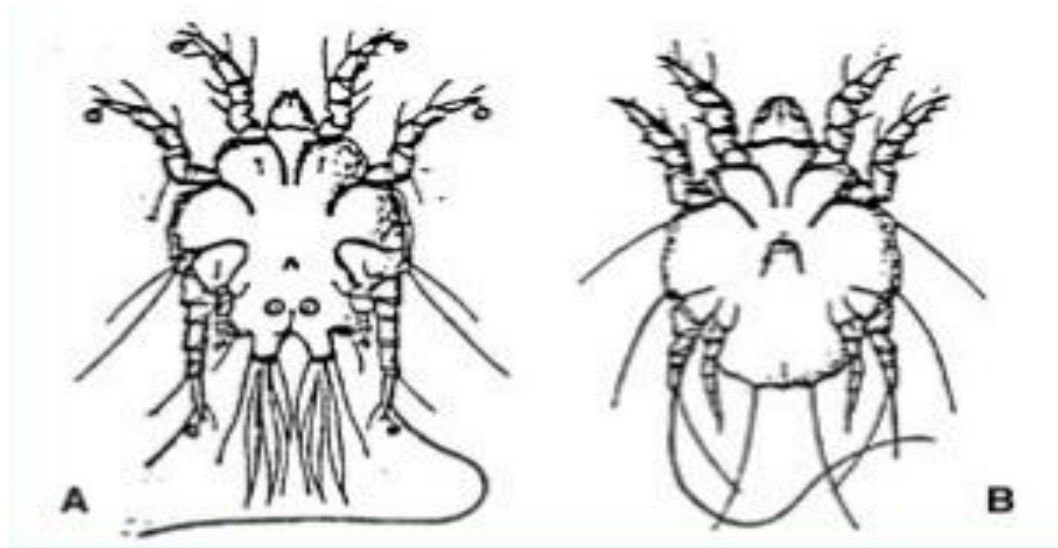


*Psoroptes spp.* macho

*Psoroptes spp.* hembra

**Figura 2.** *Psoroptes spp.* macho y *Psoroptes spp.* hembra, a) con ventosas en pedicelos

Las dos especies de choriopetes de animales domésticos tienen una morfología casi idéntica en todos los estadios. El cuerpo circular es aplanado en su parte dorsoventral, con la cutícula estriada, y una longitud de unos 400  $\mu\text{m}$  en el caso de la hembra; los machos tienen un tamaño un tercio menor que el de las hembras, y las ninfas y larvas, que en cierto modo son similares, son progresivamente más pequeñas. En la parte dorsal, los adultos de ambos sexos tienen escudos cuticulares anteriores y posteriores y una variedad de cerdas en su mayor parte cortas y con forma de pelo. En la parte ventral, el oviporo de la hembra es una abertura transversal con un par de apodemas de rastreo. Las piezas bucales son poco notorias y las patas son bastante largas y robustas, salvo que las del cuarto par del macho son muy cortas, y las del tercer y cuarto pares de la hembra son más delgadas. Todas las patas de ambos sexos terminan, en sentido distal, en ventosas empodiales con pedúnculos cortos y separados, excepto las patas del tercer par de la hembra, cada una de las cuales termina en dos largas cerdas con forma de látigo. El macho también tiene una cerda larga con forma de látigo en las patas de cada tercer par y un par de cerdas adanales. Los lóbulos terminales posteriores de los machos tienen cinco cerdas cada uno. Cada uno de los lóbulos de *C. bovis* tiene un margen casi rectangular, la cerda del ángulo externo es larga y con forma de látigo, y las dos cerdas en forma de espátula son bastante cortas (en torno a 115  $\mu\text{m}$ ) y anchas. Cada uno de los lóbulos de *C. texanus* es más angulado, casi bilobular, con una cerda corta en forma de pelo en el ángulo externo y dos cerdas en forma de espátula mucho más largas (en torno a 215  $\mu\text{m}$ ) que parece que se estrechan en sentido basal (OIE, 2012).



**Figura 3.** *Chorioptes*: A) macho; B) hembra. Vista ventral.

### 2.2.15.3.3 Ciclo biológico

Los ácaros psorópticos se alimentan de líquido tisular y favorecen la formación de costras, bajo las cuales viven. Los huevos son depositados en la piel en el borde de una escara, y nacen de uno a tres días después, aunque este periodo se prolonga si los huevos no están en contacto con la piel. Existen las fases comunes de larvas y ninfas y todo el ciclo se completa al cabo de 10 u 11 días. Todas las etapas son capaces de sobrevivir fuera del hospedador hasta 10 días y en condiciones óptimas las hembras adultas llegan a sobrevivir tres semanas. Condiciones óptimas para el desarrollo son humedad y temperaturas frías, de ahí que la enfermedad es más activa en invierno (González, 2012). Todos los estadios permanecen en la superficie de la piel toda su vida, donde se alimentan de linfa o de

escamas dérmicas. Las hembras ponen de 1 a 5 huevos diarios y vive hasta 42 días. El ciclo de huevo a huevo demora unas 3 semanas (Barriga, 2002).

Las hembras de *Chorioptes* depositan sus huevos sobre la superficie de la piel. A los 2-3 días de cada huevo emerge una larva hexápoda. Estas son muy voraces y activas, se alimentan durante 2-3 días después del nacimiento y mudan al estado ninfa I. Este estado dura 3-4 días incluyendo un período de letargo de 36 horas antes que ocurra la muda. Las ninfas más pequeñas se transforman en machos a los 5 días y las más grandes en hembras púberes a los 2-3 días. La fecundación tarda aproximadamente 1 día. La hembra púber muda unos 2 días después de la cópula y se transforma en hembra ovígera, la cual comienza a poner huevos 1 día más tarde. Las hembras viven entre 30-40 días y ponen aproximadamente 90 huevos. El ciclo evolutivo total dura 10-11 días (González, 2012).

#### **2.2.15.3.4 Patogenia y lesiones**

Vive en la superficie de la piel (Sánchez, 1986 citado por Ayma *et al.*, 1995). Afecta principalmente los flancos y el lomo (Rojas, 2004). La sarna psoróptica es menos importante por su baja difusión y acción patógena, localizándose en el cuello y orejas, donde produce lesiones superficiales (Leguía, 1999). Empiezan perforando la piel para succionar la linfa, pudiendo alimentarse también de células epiteliales jóvenes, al succionar la linfa estimula la aparición de un hinchamiento local tipo inflamatorio con abundante infiltrado. La inflamación y los exudados salen a la superficie donde se coagulan formando

costras. La piel se hace más gruesa y arrugada (Sánchez, 1986 citado por Ayma *et al.*, 1995).

A medida que se producen estos cambios en la piel, los ácaros se mueven hacia la periferia, a menudo bajo las costras, y hacen que las lesiones se extiendan y las costras crezcan. Las lesiones primarias de la sarna psoróptica son menos pruriginosas, más inflamatorias, más exudativas, con costras mayores y más oscuras, y con la piel menos gruesa y plegada que las de la sarna sarcóptica (Barriga, 2002).

La sarna chorióptica afecta principalmente las patas, la región glútea (Rojas, 2004), pies y patas traseras con lesiones costrosas leves que suelen pasar inadvertidas. En ocasiones, sin embargo se extiende por dentro de los muslos hasta la base de las ubres o el escroto, parte posterior de los flancos, el nacimiento de la cola y el anca. En estos casos puede ocasionar considerable prurito y lesiones similares a las de la sarna psoróptica (Barriga, 2002).

En el ganado vacuno, camellos y rumiantes salvajes, se ve afectada frecuentemente la raíz de la cola, extendiéndose a la región sacra y a otras partes del cuerpo, en los casos no tratados. La incidencia es mayor en invierno (Soulsby, 1987).

#### **2.2.15.3.5 Epidemiología**

Son más contagiosos debido a su corto ciclo biológico, y su capacidad de sobrevivir en el ambiente hasta por tres semanas, son infestaciones altamente contagiosas que se transmiten comúnmente por contacto directo, pueden vivir fuera del hospedero hasta por tres semanas

y se pueden transmitir por uso de instalaciones previamente ocupadas por animales infectados, por camas, lana, pelo u objetos contaminados en la lana y costras retenidas en las alambradas (Barriga, 2002). La enfermedad es continua y puede ocurrir un rápido aumento de la cantidad de ácaros. Cuando las condiciones son adversas, es decir en el verano, los ácaros sobreviven en partes protegidas del periné, en las regiones inguinal e interdigital, en la fosa infraorbitaria y en el escroto (González, 2012).

Son parásitos permanentes, con alta especificidad. La enfermedad se observará desde primavera – verano hasta verano – otoño. Durante los meses restantes del año, la población parasitaria decrece y consecuentemente desaparece la dermatitis. Se ubican superficialmente y producen infestaciones (Soulsby, 1987).

A diferencia de Psoroptes y Sarcoptes los ácaros del género Chorioptes tienen una movilidad muy escasa que unido a su localización (porciones distales de las extremidades) reduce, en gran manera la transmisión entre animales sanos y enfermos. El contagio se realiza casi exclusivamente por contacto directo y se puede aseverar que en animales estabulados el utillaje y las camas contaminadas no constituyen un método adicional de propagación (Alonso y Miro, 1997).

La transmisión se efectúa probablemente en la mayor parte de los casos por contacto directo, aunque en los animales estabulados puede constituir un método adicional de propagación, el equipo y herramientas del establo. La infestación de camas no representa

un método frecuente de transmisión, los ácaros pueden mantenerse viables (hembras ovígeras) fuera del huésped hasta 10-12 días sin alimentarse, esta es la única fase del ciclo de vida resistente al medio ambiente. La fase de resistencia a los fármacos en el ciclo biológico de las sarnas es la ninfa. En bovinos la enfermedad es más evidente durante el invierno, y las lesiones se localizan con más frecuencia en el periné y parte posterior de las ubres, extendiéndose en los casos graves a la cara posterior de las patas y a las caderas. En el verano los ácaros perduran en las regiones situadas por encima de las pezuñas, especialmente las cuartillas de las patas posteriores y alrededor del hocico (González, 2012).

#### **2.2.15.3.6 Diagnóstico**

Puede ser aún más sencilla, dada su característica infestante, ellos están movilizándose libremente y entonces colocado el raspado en un fondo oscuro, se puede observar pequeñísimos granos blanquecinos móviles. Se ha desarrollado una ELISA para detectar anticuerpos contra *psoroptes*, con una sensibilidad de 93.7% en casos clínicos y subclínicos con 96.5%. Los ácaros psoróptidos son parásitos estrictos de los mamíferos. Habitan en la superficie de la piel del hospedador y se alimentan de ella. El tiempo de supervivencia para algunos de estos ácaros fuera del hospedador puede ser de dos o más semanas. El cuerpo tiene por lo general forma oval y su parte dorsoventral es aplanada, normalmente cada macho tiene un par de lóbulos posteriores terminales dotados de cerdas de diagnóstico. Durante décadas, la práctica convencional entre los acarólogos ha sido distinguir varias

especies de *psoroptes* entre los ácaros que causan la sarna psoróptica en todo el mundo en los ungulados y conejos salvajes y domésticos (Bochkov, 2010). Las distinciones entre especies se basaban sobre todo en el hospedador y el lugar anatómico infestado y en la morfología de los machos (OIE, 2012).

Hay dos maneras de averiguar la presencia de sarna en los animales. Un diagnóstico clínico del animal vivo consiste básicamente en la observación de signos, caída de fibra, cojera, prurito, y en la inspección de las lesiones, costras, en el cuerpo del animal; el diagnóstico parasitológico en laboratorio consiste en observar con estereoscopio ácaros en raspajes de costras, y permite confirmar o corregir el diagnóstico inicial (Roque, 1987; citado por Ayma *et al.*, 1995). El diagnóstico de la sarna coriódica se lleva a cabo, para todos los miembros de este género, mediante la búsqueda de los parásitos en escarificaciones cutáneas (Soulsby, 1987).

#### **2.2.15.3.7 Tratamiento**

Aplicar baños que deben repetirse necesariamente no más allá de 10 a 12 días, para evitar la reinstalación de una nueva población emergente de los huevos (Rojas, 2004).

La realización de lavados con Hexaclorociclohexano (HCH) resulta eficaz. Un remedio más antiguo eficaz, es la aplicación de lavados con cal – azufre llevado a cabo varias veces a intervalos de diez días (Soulsby, 1987).

### 2.2.15.3.8 Prevención y control

Para erradicar las sarnas, es preciso que todos los casos identificados sean denunciados a la autoridad sanitaria competente, que esta los ponga en cuarentena, y que todos los animales infestados y sus contactos sean tratados con acaricidas y procedimientos que aseguren 100% de eficacia. Las granjas que no tienen sarna deben ser extremadamente cuidadosas con los nuevos animales que se incorporan al plantel. Como hay animales portadores sanos y la infestación puede ser inaparente en verano, ante cualquier sospecha de que estos animales estén infestados o provengan de granjas infestadas, deben tratarse. Cualquier equipo que haya estado en contacto con animales infestados, o que provengan de granjas infestadas, debe esterilizarse. La infraestructura que ha sido ocupada por animales infestados debe considerarse infestados por tres semanas después de desocuparlos. Si se utilizan dentro de este periodo, deben tratarse con acaricidas (Barriga, 2002).

Tratamientos colectivos, cada tratamiento debe repetirse antes de que se efectúe la oviposición de la población recidivante, por la modalidad de presentación estacional en la pradera altoandina, generalmente los tratamientos se calendarizan al final y al inicio del periodo lluvioso (Rojas, 1990).

Tratamiento colectivo que abarquen a todos los animales enfermos, sanos y aparentemente sanos, cada tratamiento debe repetirse antes que se efectúe la oviposición de la población, no más allá de los 8 a 9 días (Rojas, 1990).



#### 2.2.15.4 Sarna demodécica

##### 2.2.15.4.1 Etiología

La sarna demodécica es causada por *Demodex bovis*, *Demodex caprae*, *Demodex aucheniae* (Soulsby, 1987).

##### 2.2.15.4.2 Características morfológicas

Los parásitos son alargados, midiendo alrededor de 0.25 mm de longitud; presentan cabeza, tórax con cuatro pares de patas rechonchas y abdomen alargado, que muestra estrías transversales tanto en la cara dorsal como en la ventral. Las piezas bucales están constituidas por un par de palpos, un par de quelíceros y un hipostoma impar. El pene sobresale en la cara dorsal de los machos a la altura del tórax, mientras que la vulva, en las hembras, es ventral. Los huevos son fusiformes (Soulsby, 1987).



**Figura 4.** Demodex

#### **2.2.15.4.3 Ciclo biológico del *Demodex***

El ciclo biológico se completa entre 18 y 24 días en los folículos pilosos o glándulas sebáceas, según las especies. Los machos se localizan en la superficie de la piel o cerca de ella, mientras que las hembras fecundadas hacen la puesta de huevos, en número de 20 – 24 huevos en los folículos pilosos. Las larvas y ninfas son arrastradas por el flujo sebáceo hasta la apertura del folículo donde maduran, repitiendo el ciclo (Spickett, 1961 citado por Soulsby, 1987).

#### **2.2.15.4.4 Epidemiología**

El ciclo biológico completo se desarrolla en el hospedador, en el que se conocen huevos, larvas, protoninfas, deutoninfas y adultos (Barker *et al.*, 1956 citado por Soulsby, 1987).

La transmisión probablemente es directa, las lesiones se presentan alrededor del pecho y en los brazuelos. Permite suponer que la diseminación puede ocurrir por contaminación de objetos inertes como recipientes de alimento y otros de diversa índole (González, 2012).

#### **2.2.15.4.5 Diagnóstico**

Se puede confirmar mediante raspados profundos de piel o exprimiendo el exudado que alberga los ácaros en las lesiones para examen microscópico y confirmación de *Demodex*.

A causa de la ubicación folicular de los ácaros demodécicos (González, 2012).

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 Tipo y nivel de investigación

El estudio realizado fue de tipo observacional, prospectivo, transversal y analítico; siendo el nivel de investigación, relacional.

#### 3.2 Materiales y equipos

##### 3.2.1 Materiales y equipos de campo

- ✓ Cámara de fotos.
- ✓ Frascos descartables.
- ✓ Lapiceros indelebles.
- ✓ Guantes desechables.
- ✓ Mascarilla.
- ✓ Hojas bisturí.
- ✓ Equipo mínimo de cirugía.
- ✓ Frascos descartables.
- ✓ Bolsas.
- ✓ Caja tecnopor.
- ✓ Cuaderno de campo.

- ✓ Cinta adhesiva de papel para etiquetado de muestras.
- ✓ Jabón carbólico.

### **3.2.2 Materiales y equipos de laboratorio**

- ✓ Hidróxido de potasio (KOH al 10%).
- ✓ Agua destilada.
- ✓ Detergentes.
- ✓ Microscopio.
- ✓ Ocular micrométrico.
- ✓ Cuenta goteros.
- ✓ Jeringas de 1 ml.
- ✓ Porta objetos.
- ✓ Cubre objetos.
- ✓ Guantes desechables.
- ✓ Placa petri.
- ✓ Jarra.
- ✓ Envase descartable

### **3.2.3 Materiales y equipos de oficina**

- ✓ Computadora.

- ✓ Cuadernos de campo.
- ✓ Lápiz.
- ✓ Lapicero indeleble.
- ✓ Papel bond A4.
- ✓ Memoria USB.
- ✓ Impresora.

### **3.3 Método y diseño de investigación**

#### **3.3.1 Lugar de estudio**

El estudio se realizó en la provincia de Andahuaylas en las comunidades de Cavira, Lliupapuquio, Huancabamba y Huancaray y la provincia de Aymaraes en las comunidades de Capaya, Ihuayllu, Sañayca, Iscahuaca y Totorá, durante los meses de agosto a septiembre de 2015.

La provincia de Andahuaylas ubicada en la región Apurímac tiene una extensión de 370.03 kilómetros cuadrados y se divide en diecinueve distritos. Latitud Sur: 13° 39' 22"; Longitud Oeste: 73° 23' 05" Se encuentra a una altitud de 2901 msnm, precipitación 24%, humedad 55%, temperatura 9 a 15 °C y tiene una población aproximada de 143 846 habitantes (Map data ©, 2018).

- Cavira se encuentra en el distrito de Kishuara; Latitud Sur: 13° 41' 53.5"; Longitud Oeste: 73° 9' 9" y una altitud de 3726 msnm. Temperatura mínima es -0.5 °C, la temperatura; máxima de 26 °C, humedad de 47% (Map data ©, 2018).
- Lliupapuquio es un centro poblado que se encuentra ubicado en el distrito de San Jerónimo con una altitud de 3400 msnm. Temperatura hasta 0°C y en las alturas hasta -22°C. Humedad hasta 50% (Map data ©, 2018).
- Huancabamba se encuentra ubicado a 20 kilómetros de la ciudad de Andahuaylas; Latitud Sur: 5° 14' 22"; Longitud Oeste: 79° 27' 03" y a una altitud de 3600 msnm. Temperatura 7 °C, humedad relativa 81% (Map data ©, 2018).
- Huancaray se encuentra en el distrito de Huancaray con una Altitud: 2905 msnm. Latitud: 13°45'28" Sur. Longitud: 73°31'39" Oeste. Superficie: 112.2 Kilometros cuadrados. Temperatura 14 °C, humedad relativa 65 % (Map data ©, 2018).

La provincia de Aymaraes con su capital Challhuanca presenta un clima templado frio. Se encuentra a una altitud de 2888 msnm, latitud 14°17' 30", longitud 73° 14' 36", temperatura 19°C, humedad relativa 53%, precipitación 72% (Map data ©, 2018) con una superficie de 322.34 kilómetros cuadrados (SENAMHI, 2012).

- Capaya se encuentra en el distrito del mismo nombre con una superficie de 77.75 kilómetros cuadrados; Latitud Sur: 14° 07' 08"; Longitud Oeste: 73° 19' 05" una

altitud media de 3920 msnm. Temperatura 18°C, humedad relativa 64 % (Map data ©, 2018).

- Ihuayllu en el distrito de Ihuayllu con una superficie de 72.89 kilómetros cuadrados; Latitud Sur: 14° 07' 08"; Longitud Oeste: 73° 19' 05" y una altitud de 3139 msnm. Temperatura 17 °C, humedad relativa 53 % (Map data ©, 2018).
- Sañayca tiene un superficie total de 448.91 kilómetros cuadrados, Latitud Sur: 14° 12' 33"; Longitud Oeste: 73° 21' 43" con altitud de 3370 msnm. Temperatura 8 °C, humedad relativa 72 % (Map data ©, 2018).
- Iscahuaca ubicación en el Distrito de Cotaruse con Latitud Sur: 14° 31' 16.7"; Longitud Oeste: 73° 16' 34.4"; Altitud: 4193 msnm. Temperatura 12 a 18 °C (Map data ©, 2018).
- Totorá pertenece al Distrito de Cotaruse con una Latitud Sur: 14° 45' 11"; Longitud Oeste: 73° 33' 28.3"; Altitud: 3866 msnm y temperatura 12 a 14 °C.



**Figura 5.** Ubicación de las provincias donde se realizó el estudio.

### 3.3.2 Estimación de la muestra

El muestreo realizado fue por conveniencia en las comunidades de Lliupapuquio, Huancabamba y Huancaray, Sañayca e Iscahuaca en cada una de ellas se evaluó 101 animales. En las comunidades de Cavira, Capaya, Ihuayllu y Totorá se tuvo en cuenta únicamente los animales capturados (Tabla 2), esto considerando que las vicuñas son animales silvestres y no se cuentan con estadísticas poblacionales exactas, sólo información de 2014 siendo Aymaraes con 3149 y Andahuaylas con 4117 vicuñas conformado por hembras y machos de edades distintas (DGFFS y MINAGRI, 2014). En total se evaluaron 733 vicuñas de las provincias de Andahuaylas y Aymaraes, 402 y 331 respectivamente, de un total de 2902 vicuñas capturadas en el año 2015 (Tabla 9, anexos).

**Tabla 2. Vicuñas evaluadas según edad en los meses de agosto y setiembre de 2015**

Provincias y comunidades	Grupo etario								Total
	Crías		Juveniles		Adultos		Subtotal		
	M	H	M	H	M	H	M	H	
<b>Andahuaylas</b>	<b>38</b>	<b>40</b>	<b>50</b>	<b>40</b>	<b>97</b>	<b>137</b>	<b>185</b>	<b>217</b>	<b>402</b>
Cavira	8	10	11	4	13	53	32	67	99
Lliupapuquio	10	10	13	12	29	27	52	49	101
Huancabamba	10	10	13	12	27	29	50	51	101
Huancaray	10	10	13	12	28	28	51	50	101
<b>Aymaraes</b>	<b>31</b>	<b>29</b>	<b>45</b>	<b>34</b>	<b>88</b>	<b>104</b>	<b>164</b>	<b>167</b>	<b>331</b>
Capaya	2	2	2	1	11	8	15	11	26
Ihuayllo	3	4	1	0	7	15	11	19	30
Sañayca	10	9	15	11	25	31	50	51	101
Iscahuaca	10	9	12	14	28	28	50	51	101
Totora	6	5	15	8	17	22	38	35	73
<b>Total</b>	<b>69</b>	<b>69</b>	<b>95</b>	<b>74</b>	<b>185</b>	<b>241</b>	<b>349</b>	<b>384</b>	<b>733</b>

M = Macho y H = Hembra.

### 3.3.3 Metodología para la recolección de muestras

#### 3.3.3.1 Actividades en el campo para la recolección de datos

Se realizó la recolección de datos los meses de agosto a setiembre, durante la captura anual de vicuñas (Chaku), organizado por las comunidades locales de las provincias de

Andahuaylas y Aymaraes de la región Apurímac y la Dirección Regional Agraria a través de la Dirección de Camélidos Sudamericanos.

Después de la captura los animales antes de las esquila fueron examinados para determinar su estado físico (examen de piel y tejido subcutáneo), verificar las regiones corporales (cara, cuello, orejas, dorsal, las axilas, ingles, vientre, miembros anteriores y posteriores) y realizar un raspado de piel en las partes afectadas supuestamente por ácaros. En el Laboratorio de Parasitología de la UNAMBA, el producto del raspado fue observado mediante un microscópico óptico compuesto con el objetivo 10 X y 40 X, de esta forma se confirmó el diagnóstico presuntivo.

#### **a) Zonificación geográfica**

Comprendió las comunidades de Cavira, Lliupapuquio, Huancabamba y Huancaray de la provincia de Andahuaylas y las comunidades de Capaya, Ihuayllo, Sañayca, Iscahuaca y Totorá de la provincia de Aymaraes.

**Tabla 3. Muestreo durante la captura y esquila de vicuñas en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes.**

<b>Comunidad</b>	<b>Sitio de Captura</b>	<b>Región</b>	<b>Provincia</b>	<b>Distrito</b>	<b>Fecha de captura y esquila</b>
Cavira	Checchepampa	Apurímac	Andahuaylas	Kishuara	12/08/2015
Lliupapuquio	Antacocha	Apurímac	Andahuaylas	San Jerónimo	17/08/2015
Huancabamba	Atocchuachana	Apurímac	Andahuaylas	Andahuaylas	20/08/2015
Huancabamba	Piscobamba	Apurímac	Andahuaylas	Andahuaylas	22/08/2015
Huancaray	Atoccsayco Pampa	Apurímac	Andahuaylas	Huancaray	24/08/2015
Totora	Pillpinto Pampa	Apurímac	Aymaraes	Cotaruse	03/09/2015
Iscahuaca		Apurímac	Aymaraes	Tumayhuaraca	12/09/2015
Sañayca	Llamañanpata	Apurímac	Aymaraes	Sañayca	18/09/2015
Capaya	Minispampa	Apurímac	Aymaraes	Capaya	23/09/2015
Ihuayllo	Pallca	Apurímac	Aymaraes	Ihuayllo	27/09/2015

DRA (DCSA) –Apurímac (2015).

### **b) Captura de vicuñas**

La captura de las vicuñas se realizó empleando la metodología del embudo dentro de la actividad conocida como Chaku esto con la finalidad de aprovechar su fibra y realizar cuando es necesario un tratamiento sanitario. El embudo es en forma cónica formado por un cerco de postes de eucalipto y metálicos cercados rodeados en forma de cortinas con mallas de nailon, rachel y sogas que evitan la huida de las vicuñas; el embudo tiene dos

brazos que se desplazan para permitir el ingreso e impedir la salida de los animales, los comuneros se ubican en zonas estratégicas formando cadenas humanas utilizando sogas y cintas de colores, lo cual permite un arreo más eficiente.

### **c) Recolección de muestras**

El procedimiento utilizado fue sencillo y barato, se comenzó recortando la fibra en las zonas afectadas (dermatitis y presencia de costras) y eliminando el exceso de costras, luego con una hoja de bisturí o escalpelo, se raspó la lesión, el producto de este raspado fue depositado en frascos de plástico descartables estériles, identificándolos con un plumón indeleble considerando la procedencia, sexo, grupo etario y zona afectada y el grado de infección (Valcarcel-Sancho y García-Romero, 1997).

### **d) Preservación y transporte de muestra**

Los frascos identificados fueron remitidos al Laboratorio de Parasitología de la UNAMBA en una caja de tecnopor preparada para proteger las muestras del movimiento y de esta manera evitar el vaciado o daño de las mismas (Serrano, 2010).

### 3.3.4 Procesamiento para la identificación de los ácaros.

La identificación de los ácaros fue realizado según lo descrito por Cordero del Campillo *et al.* (1994). El producto del raspado fue montado en láminas porta objetos y se le añadió 2 a 3 gotas de hidróxido de potasio (KOH) al 10%, preparado previamente con agua destilada, cuya utilidad es ablandar el material y aclarar la preparación. Las láminas antes de su observación son dejadas en reposo por 24 horas y cubiertas con un cubreobjetos (Serrano, 2010). Se hizo la observación con los objetivos 10X y 40X.

Para la identificación del estadio evolutivo de *Sarcóptes scabiei*, adultos, ninfa, larva y huevos nos basamos en la visualización de las característica descritas por (Rodríguez, 2012; OIE, 2012; Soulsby, 1987) quienes indica que los machos son semejantes pero más pequeños (en torno a 275  $\mu\text{m}$ ), y es menor el número y el tamaño de las espinas en forma de dientes, el ano está en la parte posterior de ambos sexos y el primer par de epímeros está fundido en forma de Y en la zona mesoventral, hay unas ventosas pretarsales separadas, con pedúnculos largos, en las patas I y II de ambos sexos y en las patas IV de los machos, Las ninfas se parecen a las hembras, pero son más pequeñas y no tienen oviporo. Las larvas son similares pero son aún más pequeñas y solo tienen seis patas.

Para determinar el grado de infestación de la sarna fue clasificada según su gravedad clínica, en leve, moderada y grave o severo (Portocarrero *et al.*, 1998 y Bujaico, 2015)

### 3.4 Análisis estadístico

#### 3.4.1 Procesamiento y análisis de datos

Los datos considerando procedencia, grupo etario, sexo, zona afectada, positividad y el grado de infección, primero fueron registrados en un cuaderno de campo y luego tabulados en el programa Excel de Microsoft Office 2010 ®. El análisis estadístico fue realizado mediante el programa SPSS, de la siguiente manera:

- 1) Se tabularon todos los datos recolectados.
- 2) Se codificó cada una de las categorías de las variables examinadas durante el estudio.
- 3) Las variables cualitativas fueron analizadas obteniendo la distribución de frecuencias.
- 4) Se determinó la morbilidad utilizando la fórmula siguiente:

$$\text{Morbilidad} = \frac{\text{Vicuñas positivas a sarna}}{\text{Número total de vicuñas muestreadas}} \times 100$$

- 5) Luego se contrastó la presencia de ácaros respecto al sexo, grupo etario, zona corporal y procedencia, mediante el estadístico Chi-cuadrado ( $\chi^2$ ) cuya fórmula es la siguiente:

$$\chi^2 = \sum_{i=1}^I \sum_{j=1}^J \frac{(O_{ij} - E_{ij})^2}{E_{ij}} \text{ con } (I - 1)(J - 1) \text{ grados de libertad}$$

$$E_{ij} = \frac{O_i O_j}{O_{..}}$$

Donde  $O_{ij}$  es el valor observado en la celda  $ij$ . Sea  $O_i$  la suma de los valores observados en el renglón  $i$ , sea  $O_j$  la suma de los valores observados en la columna  $j$ , y sea  $O$ . La suma de los valores observados en todas las celdas. Se denota  $E_{ij}$  el valor esperado que es igual a la proporción de ensayos cuyo resultado está en la columna  $j$ , multiplicado por el  $O_i$  de ensayos en el renglón  $i$  (Navidi, 2006).

También se determinó intervalo de confianza (IC) al 95% para la morbilidad general y sexo de las vicuñas estudiadas con la siguiente fórmula:

$$M \pm z * \sqrt{\frac{(M * q)}{n}}$$

Donde:

M = Morbilidad proporcional.

q = 1-M

n = Tamaño de la muestra

z = Valor tabular para la distribución normal estandarizada al 95%.

## IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1 Identificación del tipo de sarna

De acuerdo a los resultados obtenidos el tipo de sarna que afecta a vicuñas en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes corresponden a la familia Sarcoptidae, especie *Sarcoptes escabiei* var. *aucheniae*, ya que a la observación microscópica los ácaros encontrados presentaron un cuerpo redondeado dorsoventralmente aplanado y las patas cortas que coinciden con lo descrito por Fain (1978) citado por Rodríguez *et al.* (2015) en la identificación del parásito; además se observaron otras características congruentes con lo publicado por Dale y Venero (1977); Soulsby (1987); OIE (2012) quienes describen a *Sarcoptes scabiei* de color blanquecino con patas y partes bucales cafés, con un idiosoma oval, dorsalmente convexo y ventralmente aplanado. El dimorfismo sexual está en relación a algunas características de las hembras que tienen estrías parecidas a huellas digitales en su cutícula, patas cortas y gruesas, varias cerdas y ganchos, en comparación a los machos que tienen ventosas pretarsales separadas. Las características de los tarsos del primer, segundo y cuarto par de patas de los machos así como el primer y segundo par de patas de las hembras terminan en ventosas con forma de campana, mientras que el tercer par de patas en los machos y el tercer y cuarto par de patas en las hembras terminan en cerdas, las ninfas son más pequeñas y no tienen oviporo; y las larvas son similares pero son aún más pequeñas y solo tienen seis patas.

## **4.2 Sarna sarcóptica en vicuñas según localidades en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes.**

La sarna está distribuida a nivel mundial y ocupa el segundo lugar en importancia sanitaria en los dromedarios (Wernery y Kaaden, 2002), por lo que no es extraño haber identificado esta enfermedad en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes.

Según se observa en la Tabla 4 las comunidades estudiadas en la provincia de Andahuaylas evidencian mayor presencia de sarna con 9.3%, encontrando en Huancabamba (5%), Lliupapuquio (2.6%), Cavira (1.1%) y Huancaray (0.5%). Así mismo, en la provincia de Aymaraes la comunidad de Capaya fue la única que presentó sarna en un 0.1%. Encontrándose diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) en la presencia de sarna asociado a la localidad coincidiendo con Ruiz (2016) quien encontró significancia en relación al lugar de captura.

**Tabla 4. Casos de sarna sarcóptica en vicuñas de las provincias de Andahuaylas y Aymaraes en la región Apurímac.**

Provincia	Localidad	Casos de sarna						X <sup>2</sup> Pearson
		Negativo		Positivo		Total		
		N°	%	N°	%	N°	%	
Andahuaylas	Cavira	91	12.4	8	1.1	99	13.5	<b>P&lt;0.05</b>
	Lliupapuqio	82	11.2	19	2.6	101	13.8	
	Huancabamba	64	8.7	37	5.0	101	13.8	
	Huancaray	97	13.2	4	0.5	101	13.8	
	<b>Sub total</b>	<b>334</b>	<b>45.5</b>	<b>68</b>	<b>9.3</b>	<b>402</b>	<b>54.9</b>	
Aymaraes	Capaya	25	3.4	1	0.1	26	3.5	
	Ihuayllu	30	4.1	0	0.0	30	4.1	
	Sañayca	101	13.8	0	0.0	101	13.8	
	Iscahuaca	101	13.8	0	0.0	101	13.8	
	Totora	73	10.0	0	0.0	73	10.0	
	<b>Sub total</b>	<b>330</b>	<b>45.1</b>	<b>1</b>	<b>0.1</b>	<b>331</b>	<b>45.2</b>	
<b>Total</b>		<b>664</b>	<b>90.6</b>	<b>69</b>	<b>9.4</b>	<b>733</b>	<b>100.0</b>	

Esta situación podría estar relacionada con las diferentes densidades poblacionales, factores ambientales y tipos de manejo implementados en los espacios geográficos donde se mantienen las vicuñas. Asimismo estos resultados podrían estar relacionados con la mala alimentación, factores ambientales, manejo inadecuado y otros factores (Blood y Radostis, 1992) además que, estos animales estarían sometidos a condiciones de estrés físico, fisiológico o ambiental como el hacinamiento, largas caminatas y manejo deficiente lo que los expone a ser más susceptibles.

En las comunidades de Andahuaylas se observó que las vicuñas y camélidos domésticos utilizan las mismas áreas de pastoreo en donde compiten por el alimento, incrementando la frecuencia de contacto por consecuente los posibles contagios de sarna. Por otro lado la no presencia de la sarna en las comunidades de Aymaraes podría estar relacionada con el tipo de habitad en donde las áreas de pastoreo no son compartidos con otros animales, manejo en semi-cautiverio y la interrupción del ciclo biológico.

Los factores ambientales son importantes para la presentación de sarna considerando que el *Sarcoptes scabiei* puede sobrevivir fuera del hospedador de 24 a 36 h a 21°C con humedad de 40 a 80% (Arilian, 1989; Arlian *et al.*, 1984 citado por Lorente, 2006) y hasta 19 días a 10 °C con humedad del 97%, se podría decir que tiene una alta capacidad infestante (Mellanby, 1985 citado por Lorente, 2006). Sin embargo, Rojas (2004) indica que la presencia de los ácaros es estacional, son más activos en primavera y verano y menos prevalentes en otoño e invierno. Otro factor de riesgo ambiental que vale la pena mencionar son los revolcaderos donde acuden todos los camélidos y dejan caer al *Sarcoptes scabiei*, que puede permanecer vivo hasta por 7 días, lo cual facilita la difusión de los ácaros (Rojas, 2004). Cabe mencionar que las provincias estudiadas muestran temperaturas y humedades relativas promedio que van desde -0.5 °C a 26°C y de 47% a 81% (Map data ©, 2018).

También es posible que el actual manejo de la vicuña durante la captura y esquila sea la fuente de contagio de la sarna, porque durante este proceso se incrementan los contactos entre vicuñas sanas y enfermas. A todo lo mencionado podemos sumarle el tipo de manejo

sanitario implementado que se caracteriza por aplicar la ivermectina solamente en aquellos animales con sarna visible en estados avanzados dejando de lado a los de curso incipiente.

#### 4.3 Sarna en vicuñas según edad y sexo en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes.

En 733 vicuñas evaluadas de ambos sexos, se encontró que 69 fueron positivas a sarna, es decir un 9.4% de morbilidad (IC 95%, 7.4% a 11.4%). Se observó una diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) con la presencia de sarna (Tabla 5).

**Tabla 5. Morbilidad general de sarna sarcóptica según sexo en vicuñas durante los meses de agosto y setiembre de 2015 en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes región Apurímac.**

Morbilidad a sarna	Sexo		Total N°	X <sup>2</sup> Pearson	IC 95%
	Macho N°	Hembra N°			
<b>Negativo</b>	307 (41.9%)	357 (48.7%)	664 (90.6%)		
<b>Positivo</b>	42 (5.7%)	27 (3.7%)	69 (9.4%)	<b>P&lt;0.05</b>	<b>(7.4% - 11.4%)</b>
<b>Total</b>	349 (47.6%)	384 (52.4%)	733 (100%)		

IC 95% = Intervalo de Confianza al 95%

Los machos presentaron mayor morbilidad de sarna sarcóptica que las hembras en un 2%, esta diferencia es posible al comportamiento social de la vicuña que forma grupos familiares constituido por un macho y las hembras que pueden ser de 1 hasta 16, en

promedio 5 hembras por grupo familiar (Zúñiga, 1998). Esto es diferente en otras especies, donde frecuentemente se puede observar que la enfermedad afecta por igual a animales de cualquier sexo o edad (Pérez *et al.*, 2007).

En la Tabla 6 se observa que los ácaros están presentes en mayor proporción en animales adultos seguidos de los juveniles, las crías casi no se ven afectadas, esta situación es similar a lo manifestado por Hofmann *et al.* (1983). Esto muestra el interés de estudio de esta enfermedad parasitaria en vicuñas porque la finalidad de estos animales es proveer fibra y no carne, ya que son animales protegidos, lo que ocasionaría que haya poblaciones envejecidas y por tanto débiles, susceptibles a contaminarse con la sarna (Pérez *et al.*, 2007).

**Tabla 6. Casos de sarna sarcóptica según el sexo y edad de vicuñas.**

Sexo	Edad	Casos de sarna		X <sup>2</sup> Pearson
		Nº	%	
Macho	Adulto	27	39.1	<b>P &lt; 0.05</b>
	Juvenil	14	20.3	
	Cría	1	1.4	
	<b>Subtotal</b>	<b>42</b>	<b>60.8</b>	
Hembra	Adulto	19	27.5	
	Juvenil	8	11.6	
	Cría	0	0.0	
	<b>Subtotal</b>	<b>27</b>	<b>39.1</b>	
	Adulto	46	66.7	
	Juvenil	22	31.9	
	Cría	1	1.4	
<b>Total</b>		<b>69</b>	<b>100.0</b>	

Por otro lado, los casos de animales juveniles podrían superar al de las crías, debido a que estos animales acostumbran a caminar en tropillas no territoriales, producto de su expulsión del grupo familiar entre los 6 y 9 meses de edad cuando son machos y entre los 10 y 11 meses cuando son hembras (Wheeler, 1991). Esta acción de convivencia en que pueden llegar hasta 200 individuos (Zúñiga, 1998) posibilitaría la contaminación de los animales con esta enfermedad parasitaria.

Como resultado relevante, los machos fueron los más afectados (21.7%) que las hembras debido al comportamiento social de la vicuña (grupos de machos solitarios), variaciones fisiológicas e inmunológicas. Sin embargo, solo estadísticamente es diferente el número de casos por sexo en animales adultos ( $P < 0.05$ ), esto concuerda con lo hallado por Beltrán-Saavedra *et al.* (2011).

Valga mencionar que algunos investigadores señalan que los animales jóvenes son más susceptibles a la infección, aunque los animales adultos debilitados por estrés nutricional, físico, fisiológico o ambiental como el hacinamiento, podrían ser infestados severamente (Blood y Radostis, 1992) e inclusive morir debido al daño de los labios que les ocasiona dolor y prurito lo que no les permite alimentarse adecuadamente (Rojas, 2004).

#### **4.4 Sarna en vicuñas según zona corporal afectada y grado de infestación en Andahuaylas y Aymaraes.**

Los resultados obtenidos evidencian que la presencia de sarna depende de la zona corporal ( $P < 0.05$ ), es así que el ácaro afecta las zonas desprovistas de fibra que en orden de importancia se presenta en el vientre (39.1%), la ingle (31.9%), la axila (17.4%) y otras zonas en menor proporción. La gravedad de la infestación predominantemente es leve, seguida por moderado y severo, y otras zonas en menor proporción (Tabla 7).

**Tabla 7. Distribución porcentual de acuerdo al número de casos de sarna sarcóptica según zona corporal afectada y grado de infestación en vicuñas de las provincias de Andahuaylas y Aymaraes.**

Zona afectada	Grado de infestación						Total		X <sup>2</sup> Pearson
	Leve		Moderado		Severo				
	N°	%	N°	%	N°	%	N°	%	
<b>Ingle</b>	12	17.4	8	11.6	2	2.9	22	31.9	<b>P &lt; 0.05</b>
<b>Axila</b>	4	5.8	3	4.3	5	7.2	12	17.4	
<b>Vientre</b>	11	15.9	8	11.6	8	11.6	27	39.1	
<b>Otros</b>	1	1.4	5	7.2	2	2.9	8	11.6	
<b>Total</b>	28	40.6	24	34.8	17	24.6	69	100.0	

El grado de infestación se clasificó en leve, moderado y severo según la extensión de las lesiones observadas durante la evaluación clínica, ello concuerda con la clasificación realizada por Portocarrero *et al.* (1998) y Bujaico (2015) en leve, moderada, grave y casos leves, graves, y muy graves respectivamente.

Los resultados mostrados en la Tabla 7 evidencian que las zonas mayormente afectadas son el vientre y la ingle. El grado de infestación leve, moderado y severo se evidencia en la zona del vientre, mientras que en la zona de la ingle se observa el grado de infestación leve y moderada. Las zonas de la axila y otras zonas se hallaron pocos casos. Esto es posible porque la zona de la ingle es una zona caliente al igual que el vientre, pero que además se

encuentra en contacto con el suelo donde podrían encontrarse estos ácaros. Lo encontrado coincide en lo descrito por Leguía y Casas (1999) en relación a que son las zonas desprovistas de piel (axilas, entrepiernas, vientre, etc.) las que son primariamente afectadas, donde es común observar pequeños focos eritematosos, con bastante prurito y exudado seroso que al coagularse da lugar a costras agrietadas, sangrantes y dolorosas, estas lesiones pueden extenderse progresivamente a otras regiones y hasta llegan a generalizarse en todo el cuerpo. El hecho que afecten las axilas, pliegues inguinales y entrepiernas sería porque los ácaros intentan mantener una humedad y eviten los rayos solares; además en estas zona inguinal se pueden encontrar hembras inactivas o diapáusicas, que no están ovopositando es decir se encuentran en estado de latencia (Rojas, 2004) por las galerías que hace este ácaro.

#### **4.5 Casos de sarna en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes, según estadio larvario con el grado de infestación.**

En la Tabla 8 se puede observar que al análisis estadístico existe una asociación entre el grado de infestación y los estadios de la sarna ( $P < 0.05$ ). Asimismo, los casos de sarna según presentación de los estadios biológicos se observó predominancia del grado de infestación leve seguido del moderado y severo coincidiendo con Bujaico (2015) y Portocarrero *et al.* (1998) quienes clasifican la sarna según la gravedad clínica en leve, moderada y grave.

Por otro lado, a la observación microscópica se encontró el estadio biológico huevo en mayor cantidad, seguido del estadio biológico larval. En relación a combinaciones de estadios biológicos hallados con mayor frecuencia fueron los huevos más larvas, las que representan un mayor porcentaje. Estos resultados podrían cambiar de acuerdo a la temperatura ambiental prevaleciente en cada estación del año, esta descrito que las estaciones de primavera y verano facilitan el desarrollo del ciclo biológico y la prevalencia de la presentación clínica de la enfermedad (Rojas, 2004). El análisis de los estadios es muy importante para decidir la administración de fármacos (Valcarcel-Sancho y García-Romero, 1997).

**Tabla 8. Casos de sarna sarcóptica según estadio biológico con el grado de infestación.**

Estadio	Grado de infestación						X <sup>2</sup> Pearson
	Leve		Moderado		Severo		
	N°	%	N°	%	N°	%	
<b>Huevo</b>	12	17.3	5	7.2	2	2.9	
<b>Larva</b>	1	1.4	1	1.4	0	0.0	
<b>Ninfa</b>	0	0.0	3	4.3	3	4.3	
<b>Adulto</b>	1	1.4	2	2.9	1	1.4	
<b>Huevo+Larva</b>	10	14.5	4	5.8	2	2.9	<b>P &lt; 0.05</b>
<b>Huevo+Larva+Ninfa+ Adulto</b>	0	0	4	5.7	4	5.8	
<b>Huevo+Larva+Adulto</b>	4	5.7	3	4.3	3	4.3	
<b>Ninfa+Adulto</b>	0	0.0	2	2.9	2	2.9	
<b>Total</b>	28	40.6	24	34.8	17	24.6	

En sus diferentes fases los ácaros viven dentro de túneles excavados en la piel del camélido (Pezo *et al.*, 2014).

En el grado de infestación leve se encontró los estadíos huevo y larva, ello se debe a que las hembras depositan huevos en galerías fabricadas en la piel (Sánchez *et al.*, 1985). La hembra fertilizada al excavar túneles en la capa superior de la epidermis se alimenta de las secreciones que rezuman del tejido lesionado. Esta hembra excava a una velocidad de 2 a 3 mm por día y desova en el túnel que deja por detrás (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). La eclosión de los huevos da lugar a las larvas que excavan hacia la superficie cutánea, donde se movilizan para alimentarse, y por último, reposan en una bolsa de muda (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

Es un rasgo común en la sarna la existencia de un prurito generalizado de intensidad muy variable, de predominio nocturno (Santos – Juanes, 2001) dado que la hembra deposita los huevos por la noche (Gay Prieto, 1976; Puig, 2001 citado por Campillos *et al.*, 2002), porque la actividad del parásito aumenta con el calor (Santos – Juanes, 2001). Las lesiones están caracterizadas por túneles epidérmicos y pápulas muy pruriginosas (Botero y Restrepo, 2006).

La sarna sarcóptica es capaz de producir reacciones de hipersensibilidad de tipo I, III y IV en el hospedador. Este mecanismo de hipersensibilidad parece ser la causa fundamental del

prurito, lo que explicaría que a menudo un número muy reducido de ácaros pueda ser responsable de un cuadro con un prurito extremo (Yotti, 2013).

Al inicio la dermatitis producida en la piel en pequeñas zonas, se asocia al prurito y lesiones inflamatorias locales (Rojas, 2004), también se observa lesiones vesiculares o papulares eritematosas asociadas con las galerías y una erupción pruriginosa papular generalizada que no está asociada con la presencia del parásito (McCarthy, 2004). Sin embargo, este tipo de lesiones pueden estar en relación a la hipersensibilidad tipo I mediada por la IgE que al aglomerarse cuando se combinan con sus antígenos específicos desencadenan la degranulación de las células. Los gránulos contienen sustancias que dilatan la red capilar causando rubor y edema, contraen la musculatura lisa y provocan una infiltración con neutrófilos, macrófagos y eosinófilos (Barriga, 1999).

En los grados de infestación moderado y grave, además de los estadios de huevo y larva se observaron los estadios ninfa y adulto (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). La eclosión de los huevos da lugar a las larvas que excavan hacia la superficie cutánea, donde se movilizan para alimentarse, y por último, reposan en una bolsa de muda. Alonso y Miro (1997); Pezo *et al.* (2014); Cordero del Campillo *et al.*, (1999) indican que las larvas y ninfas escarban otros túneles laterales o pueden emigrar a otras partes, perforando la piel a través de los folículos pilosos. Las ninfas también se movilizan sobre la piel pero pueden permanecer en la bolsa de muda hasta que maduran. Los estadios ninfa y adulto realizan la excavación de túneles y perforan la piel para succionar la linfa, pudiendo alimentarse también de células

epiteliales jóvenes, es un ácaro arador y minador que causa irritación intensa con escozor que induce al rascado, lo que contribuye a que se agrave el proceso (Sánchez, 1986; citado en Ayma *et al.*, 1995). Los machos emergen y copulan con las hembras en la superficie de la piel o en los nódulos. Después de la fertilización, las hembras excavan nuevos túneles, que se pueden originar a partir de los nódulos en los que han evolucionado o se forman de nuevo (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

La presencia de dermatitis costrosa con ligero exudado y agrietaciones de la piel localizada en zonas más extensas del cuerpo del animal, está asociada a la hipersensibilidad tipo I, característico de una infestación moderada. Se piensa que la erupción generalizada es debida a una reacción alérgica a los contenidos que hay en el surco, al mismo ácaro, a sus huevos o sus deposiciones (Gay Prieto, 1976 citado por Campillos *et al.*, 2002).

Además, de la formación de eritema, descamación, costras formadas por exudado inflamatorio y liquenificación de la piel (Wall y Shearer, 2001) se observa dermatitis costrosa intensa con exudado y agrietaciones profundas en zonas más extensas de la piel en algunos casos pudiendo generalizarse en todo el cuerpo del animal, puede deberse al intenso prurito, que ocasiona que los animales se muerdan o rasquen y laman las zonas afectadas o se soben contra superficies duras, lo que induce un mayor daño traumático que puede complicarse con infecciones bacterianas secundarias (Rojas, 2004) causada por *Staphylococcus aureus* y *Streptococcus spp.*, produciendo heridas piógenas que agravan el cuadro clínico, comprometiendo así la movilidad de los labios, dificultando la prehensión

del forraje, además de la capacidad de caminar, se produce también flacidez del escroto dificultando la termorregulación de los testículos (Leguía y Casas, 1999; Rojas, 2004). Debido al autotraumatismo severo, a menudo las lesiones secundarias son predominantes, en forma de alopecia, erosiones, escoriaciones, liquenificación e hiperpigmentación, estas últimas en los casos más crónicos, que a menudo se ven complicados con pioderma superficial y/o sobrecrecimiento por *Malassezia pachydermatis* (Yotti, 2013).

En unas cuantas semanas se desarrolla el estadio crónico de la enfermedad, caracterizado por hiperqueratosis, descamación excesiva, la piel se torna quebradiza y se observa agrietada (Wernery y Kaaden, 2002). En las infecciones severas existe descamación, que es rica en parásitos (Botero y Restrepo, 2006). La sarna no tratada suele asociarse con piodermatitis debido a invasión secundaria por *Streptococcus pyogenes*, que pueden ocasionar celulitis, forúnculos o linfangitis (McCarthy, 2004).

En las vicuñas evaluadas clínicamente se observaron sarna costrosa (hiperqueratosis, paraqueratosis) lo que concuerda con los hallazgos clínico-patológicos en vicuñas (Aráoz *et al.*, 2016), que sugieren la presentación de sarna “tipo paraqueratósica”, con abundancia de ácaros asociada a la aparición de cuadros clínicos graves con alta letalidad. Estas observaciones semejan a la descripción de sarna noruega (Botero y Restrepo, 2006) o sarna costrosa presente en humanos por la piel engrosada, apariencia de costras verrugosas hiperqueratósicas (McCarthy, 2004), caracterizada por abundante descamación

hiperqueratósica y amplio compromiso de la piel, esta entidad se encuentra asociada con otras enfermedades debilitantes como la desnutrición (Botero y Restrepo, 2006).

En estas lesiones severas o graves se desarrollaría y predominaría las hipersensibilidades tipo III y IV. La hipersensibilidad tipo III, es debido a que los complejo antígeno-anticuerpo activan el complemento el cual puede dañar los tejidos y produce una severa inflamación local y la hipersensibilidad tipo IV o tardía estaría mediada por células que dañan los tejidos del hospedero (Barriga, 1999).

## V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 5.1 Conclusiones

- La especie de ácaro que más afecta a las vicuñas en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes de la región Apurímac es el *Sarcoptes scabiei var auchiniaie* con una morbilidad de 9.4 % (IC 95%, 7.4% a 11.4%).
- Los resultados obtenidos evidencian que la presencia de *Sarcoptes scabiei var auchiniaie* depende de la zona corporal ( $P < 0.05$ ), es así que el ácaro afecta las zonas desprovistas de fibra que en orden de importancia es representado por el vientre, las ingles, las axilas y otras zonas en menor proporción.
- En las comunidades pertenecientes a la provincia de Andahuaylas es donde existe mayor presencia de sarna respecto a la provincia de Aymaraes.
- El grado de infestación predominante por *Sarcoptes scabiei var auchiniaie* es el leve, le sigue el moderado y severo. Asimismo, a la observación microscópica se detecta los ácaros en estadio de huevo en mayor cantidad.

## 5.2 Recomendaciones

- Se debe monitorear la situación parasitaria de las vicuñas (*Vicugna vicugna*) en la región Apurímac y aplicar antiparasitarios solamente cuando se tengan estudios definitivos realizados por laboratorios serios y confiables.
- Las normas tienen que ser actualizadas de acuerdo al nuevo contexto que nos presenta la globalización, el crecimiento poblacional de la vicuña y el funcionamiento comunal.
- El manejo sanitario dentro del marco que propugna la conservación de la vicuña, tiene que ser considerado de una manera racional y práctica, para esto todos los integrantes de las comunidades campesinas que tengan este rol proteccionista deberían de ser capacitados.

## VI. BIBLIOGRAFÍA

1. Alvarado, J.; Astrom, G.; Heath, G. 1966. An investigation into remedies of sarna (sarcoptic mange) of alpacas in Peru. *Exp. Agric.* 2 (4): 245-254.
2. Alonso, A.; Miro, G. 1997. Epidemiología de las sarnas en pequeños rumiantes. *OVIS N° 51*. Dpto. Patología Animal I, Fac. Veterinaria, UCM. En: [http://www.produccion-animal.com.ar/sanidad\\_intoxicaciones\\_metabolicos/parasitarias/parasitarias\\_ovinos/84-epidemiologia\\_sarnas.pdf](http://www.produccion-animal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_ovinos/84-epidemiologia_sarnas.pdf) (Consulta 27/11/2017).
3. Anon, 2008. Northern Ireland disease surveillance october to december, 2007. *Vet. Rec.* 162, 393-396.
4. Arian, L.G.; Morgan, M.S.; Vyszynski-Moher, D.L.; Stemmer, B.L. 1994. *Sarcoptes scabiei*: The circulating antibody response and induced immunity to scabies. *Exp. Parasitol.*, 78: 37-50.
5. Aráoz, V.; Aguirre, D.H.; Viñabal, A.E.; Acuña, F.; Abalos, M.; Micheloud, J.F. 2016. Descripción clínico-patológica en brotes de sarna sarcóptica en vicuñas (*Vicugna Vicugna*) y llamas (*Lama Glama*) de la provincia de Jujuy, Argentina. INTA-CIAP-EEA Salta, Facultad de Ciencias Agrarias y Veterinarias-Universidad Católica de Salta, INTA-EEA Abra Pampa, Jujuy. *Rev. Med. Vet. Argentina*.
6. Ayma, L.; Herve, D.; Sauvain, M. 1995. Efecto del extracto acuoso de la Ch'illka (*Parastrephia lucida*) en el control de la sarna en llamas. En: Genin, D.; Picht, H.J.; Lizarazu, R.; Rodríguez, T. (Ed.) Waira Pampa, Un sistema silvopastoril camélicos-

- ovinos del altiplano árido boliviano. ORSTOM-CONPAC-IBTA. La Paz Bolivia, pp. 185-194.
7. Baldo, J.L.; Arzamendia, Y.; Vilá, B. 2013. La vicuña: manual para su conservación y uso sustentable. 1a Ed. CONICET - Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas, Buenos Aires, Argentina.
  8. Barriga, O. 2002. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos de América Latina. 2ª Ed. Germinal, Santiago de Chile, Chile, 247p.
  9. Barriga, O.O., 1999. Manual de parasitología médica para profesores secundarios, Public. U. of Chile, Santiago, Chile, 59 pp.
  10. Beltrán-Saavedra, L.F.; Nallar-Gutiérrez, R.; Ayala, G.; Limachi, J.M.; Gonzales-Rojas, J.L. 2011. Estudio sanitario de vicuñas en silvestría del Área Natural de Manejo Integrado Nacional Apolobamba, Bolivia. *Ecología en Bolivia*. 46(1): 14-27.
  11. Beltrán-Saavedra, L.F.; González-Acuña, D.; Nallar-Gutiérrez, R.; Ticona-Challco, H. 2014. Estudio coproparasitario y ectoparasitario en alpacas (*Vicugna pacos* Linnaeus, 1758) de Apolobamba, con nuevos registros de Phthiraptera (Insecta) e Ixodidae (Acari), La Paz–Bolivia.
  12. Bochkov, A.V. 2010. A review of mammal-associated psoroptidia (acariformes: astigmata). *Acarina*, 18: 99–260.
  13. Botero, D.; Restrepo M., 2006. Parasitosis humanas. Corporación para investigaciones biológicas. Cuarta Edición. Medellín, Colombia.
  14. Blood, D.O.; Radostits, O.M. 1992. Medicina veterinaria. Séptima Edición. Edit. Interamericana, McGraw- Hill. México.

15. Bornstein, S.; Mörner, T.; Samuel, W.M. 2001. *Sarcoptes scabiei* and sarcoptic mange. In: Parasitic Diseases of Wild Mammals, Third Edition, Samuel, W.M.; Pybus, M.J.; Kocan, A.A., Eds. Iowa State University Press, Ames, Iowa, USA, 107–119.
16. Bujaico, M. 2015. Control y tratamiento de sarna en vicuñas de la comunidad campesina de Lucanas Reserva Nacional de Pampa Galeras. En: Libro virtual del VII Congreso Mundial en Camélidos Sudamericanos. 7ma Edición. CORPORACION MERU E.I.R.L. Puno – Perú. pp. 92 – 96.
17. Campillos Páez, S. Causín Serrano, E. Duro Mota, S. Agudo Polo, M.O. Martínez Ramírez, J.M. Sánchez De La Nieta, M., 2002. Hablemos de dermatología escabiosis: revisión y actualización. MEDIFAM 2002; 12 (7): 442-452.
18. Carpio, M.; Solari, Z. 1982. Diámetro de la fibra en el vellón de vicuña. En: Informes de trabajos de investigación en vicuñas. UNALM. Lima, pp. 54-102.
19. CONACS, 2005. Fibra predescerdada procedente de vicuñas esquiladas vivas. Estimado en base a condiciones de Convenio SNV-IVC. Nov. Del 2002. Perú.
20. Cordero del Campillo, M.; Castañón Ordoñez, L.; Reguera Feo, A. 1994. Índice-catálogo de zooparásitos ibéricos. Secretariado de Pub. Universidad de León, León, 650 p.
21. Cordero del Campillo, M.; Rojo-Vásquez, F.D.; Martínez, A.R.; Sánchez, M.C.; Hernández, S.; Navarrete, I.; Diez, P.; Quiroz, H.; Carvalho, M. 1999. Parasitología veterinaria. Madrid, España: 1° Ed. Mc-Graw Hill Interamericana. pp. 158-63, 706-8.

22. Cheng, T.C. 1980. Parasitología general. Segunda edición. Editorial AC. Madrid. España. pp. 751-77.
23. Cruz, L.F. 2005. Plan de manejo multicomunal Picotani, comunidades de Toma, Cambría y Picotani, ICODEAS Instituto de Cooperación y Desarrollo Alternativo Sostenible, Puno – Perú.
24. Dale, W.E.; Venero, J.L. 1977. Insectos y ácaros ectoparásitos de la vicuña en Pampa Galeras, Ayacucho. Revista Peruana de Entomología, 20: 100-102.
25. De Lamo, D. 2011. Camélidos sudamericanos, historia, usos y sanidad animal. Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca. Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria. Ciudad Autónoma de Buenos Aires. Argentina.
26. Dirección General Forestal y de Fauna Silvestre (DGFFS). 2014. Censo poblacional de vicuñas 2012. Ministerio de Agricultura y Riego (MINAGRI). Lima. p 17.
27. Dirección Regional Agraria Apurímac (DRA) 2015. Consolidación de captura y esquila de vicuñas 2015. Dirección de Camélidos Sudamericanos.
28. FAO, 2005. Situación actual de los camélidos sudamericanos en Perú. Proyecto de Cooperación Técnica en Apoyo a la Crianza y Aprovechamiento de los Camélidos Sudamericanos en la Región Andina, TCP/RLA/2914. Lima: FAO.
29. González, H.A. 2012. Sarna bovina. Monografía, previa a la obtención del título de Médico Veterinario Zootecnista. Universidad de Cuenca, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Cuenca – Ecuador.
30. Guerrero, C.; Alva, J. 1986. Gastroenteritis nematódica y sarna de alpacas. Bol. IVITA. Universidad San Marcos. Lima, Perú. 21:25-33.

31. Hoces, D., 1998. Estado actual y perspectivas del mercado de fibra de vicuña. En: Anales del seminario manejo sustentable de la vicuña y el guanaco. p 223-232. B. Gonzáles, B.; Bas, F.; Tala, C. (Eds.) Pontificia Universidad Católica de Chile. Santiago de Chile.
32. Hofmann, R.; Otte, K., 1983. Manejo de la vicuña silvestre. Tomo I y II. Sociedad Alemana de Cooperación Técnica Ltda. (GTZ). Alemania. Novoa, C. Genetic improvement of South American Camelids. Revista Brasileira de Genética. 1989, N°. 12, pp. 123-135, 705p.
33. Hoyos, M.A. 2009. Reproducción en la vicuña macho: evaluación del método de contención química, colección de semen, análisis del eyaculado y biometría testicular. Tesis de magister en zoología con mención en ecología y conservación, UNMSM. Facultad de Ciencias Biológicas, Unidad de Posgrado. Lima.
34. Injante, V., 2008. Metodología peruana de censo en vicuñas (*Vicugna vicugna*). Memorias del “Seminario Internacional para la Actualización de Metodologías de Censo de Vicuñas en Sudamérica”. La Paz - Bolivia, 25 y 26 de septiembre de 2008.
35. INRENA-MINAG, 1994. Evaluación poblacional de vicuñas a nivel nacional. MINAG Lima, pp. 3-27.
36. Jofré, L.; Noemí, I.; Neira, P.; Saavedra, T.; Díaz, C. 2009. Acarosis y zoonosis relacionadas. Revista Chilena Infectología al Día; 26 (3): 248-257.
37. Klompen, J.S.H. 1992. Phylogenetic relationships in the mite family Sarcoptidae (Acari: Astigmata). Misc. Publ. Univ. Michigan, Mus. Zool., 180, 1-155.

38. Krauss, H.; Weber, A.; Apple, M.; Enders, B.; Isenberg, H.D.; Schiefer, H.G.; 2003. Parasitic zoonoses. Zoonoses caused by mites. Zoonoses infectious disease transmissible from animals to humans. 3th ed. ASM Press, Washington, pp. 399-402.
39. Leguía, G. 1999. Enfermedades parasitarias y atlas parasitológico de camélidos sudamericanos. Editorial de Mar, Perú. 100 p.
40. Leguía, G.; Casas, E. 1999. Enfermedades parasitarias y atlas parasitológico de camélidos sudamericanos. Ed. Mar EIRL, Lima - Perú. Nov. 190 p.
41. Lichtenstein, G., 2002. Manejo comunitario de vicuñas en el Perú. Estudio de caso del manejo de vida silvestre. Instituto Nacional de Antropología y Pensamiento Latinoamericano, 94p.
42. López, E. 2009. Evaluación de impacto ambiental: Fibra de vicuña en la Reserva Nacional Salinas y Aguada Blanca. SERNANP.
43. Lorente, C. 2006. Sarna sarcóptica, claves de su importancia en el protocolo diagnóstico de prurito en perro. RECVET. Vol. I, N° 01, Mayo-Agosto. Valencia-España.
44. Manual de la Organización Mundial de Sanidad Animal sobre Animales Terrestres. 2012. Sarna. En: Manual de las pruebas de diagnóstico y de las vacunas para los animales terrestres 2014. 7° Ed. Tomo 1, Parte 2.
45. Manual de la OIE sobre animales terrestres 2004. Sarna, Capítulo 2.10.4.
46. Marcoppido, G.; Arzamendia, Y.; Vilá, B. 2008. Sarna en camélidos sudamericanos – Vicuñas. Vicuñas, Camélidos y Ambiente (VICAM). En: [http://www.vicam.org.ar/actualidadConservacion/sarnaCamelidos\\_VICAM.pdf](http://www.vicam.org.ar/actualidadConservacion/sarnaCamelidos_VICAM.pdf).

47. Marin, J.C.; Casey, C.S.; Kadwell, M.; Yaya, K.; Hoces, D.; Olazabal, J.; Rosadio, R.; Rodríguez, J.; Spotorno, A.; Bruford, M.; Wheeler, J., 2007. Mitochondrial phylogeography and demographic history. Implications for conservation. *Heredity*, pp. 1-11.
48. Map data © 2018 google. [viasatelital.com/peru/p](https://viasatelital.com/peru/p). Publicado en Agosto, 2012
49. McCarthy JS, Kemp DJ, Walton SF y Currie BJ. 2004. Sarna: Más que una Irritación. *CITA: Postgraduate Medical Journal* 80(945):382-387.
50. Navidi W. 2006. Estadística para ingenieros y científicos. Ed. Mc Graw Hill/Interamericana. México, pp. 623-659.
51. OPS. 2004. Informe del proyecto subregional Cono Sur de control y vigilancia de la hidatidosis Argentina, Brasil, Chile y Uruguay. Primera reunión constitutiva. Montevideo, Uruguay. Montevideo.
52. Pérez, C.; Arredondo, F.; Turra, L. 2007. Manejo sanitario de la vicuña. Ministerio de Agricultura. Chile. *Boletín veterinario oficial, BVO N°9, II Semestre*.
53. Pezo, D.; Franco, E.; García, W.; Franco, F.; Bravo, W.; Alarcón, V.; San Martín, F.; 2014. Manual del técnico alpaquero. Segunda edición. Lima, Perú.
54. Portocarrero, M.; Chavez, A.; Falcon, N.; Chavera, A. 1998. Efecto residual de la ivermectina L.A. en el control de la sarna sarcóptica de alpacas y sus cambios histopatológicos de la piel. *Rev Inv Pec, IVITA*; 9(2): 34-40.
55. Quiroz, H.; Figueroa, J.H.; Ibarra, F.; Lopez, M.U. 2011. Epidemiología de enfermedades parasitarias en animales domésticos, Primera edición, México, p. 632.

56. Quispe, G.H. 2011. Estudio de parásitos externos y gastrointestinales en vicuñas (*Vicugna Vicugna Mensalis*) en el Anexo Mamut A de la provincia de Tarata en la Región de Tacna. Tesis para optar el Título de Médico Veterinario y Zootecnista, Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann, Tacna-Perú.
57. Renaudeau, N. 2003. Manejo comunitario de la vicuña información general y observaciones preliminares. Informe para las comunidades (La Paz). Universidad de East Anglia NR4 7TJ Norwich-Inglaterra.
58. Rojas, C.M. 1990. Parasitismo de los rumiantes domésticos. Terapia, prevención y modelos para su aprendizaje. Ed Majosa. Lima- Perú.
59. Rojas, C.M., 2004. Nosoparasitosis de los rumiantes domésticos peruanos. 2a Ed. Lima: Majosa. 146p.
60. Rodríguez Vivas, R.I.; Ojeda-Chi, M.M.; Quintero-Martínez, M.T.; Vergara Pineda, S. 2015. Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria. Universidad Autónoma de Yucatán. Laboratorio de Parasitología Capítulo 11: Ácaros de importancia, México.
61. Rodríguez, F. 2012. Sarna sarcóptica ovina: Aspectos clínicos, Métodos de diagnóstico y prevalencia en la Comunidad Autónoma de Castilla y León. Tesis Doctoral. León - España
62. Ruiz, C.R. 2016. Identificación y caracterización de la presencia de ectoparásitos y endoparásitos en vicuñas (*Vicugna vicugna*) en comunidades de los departamentos de La Paz y Oruro. Tesis para optar el grado académico de Magister, Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía, La Paz – Bolivia.

63. Sahley, C.T.; Torres Vargas, J.; Sánchez Valdivia, J. 2007. Community ownership and live shearing of vicuñas in Peru: Evaluating management strategies and their sustainability. En: Proceedings of the third conference in Wildlife Management in Latin America, Santa Cruz, Bolivia.
64. Sanchez, C.; Bustinza, J.; Avila, E. 1985. Biología de los ácaros de la sarna. Res. V Con. Int. Camélidos Sudamericanos. Cusco, Perú.
65. Sagñay, R. 2009. Evaluación “*in vitro*” e “*in vivo*” de la actividad de nanoplata sobre microorganismos oportunistas de la sarna sarcóptica en “*Cavia porcellus*”. Tesis para optar el título de Bioquímico Farmacéutico. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Facultad de Ciencias Riobamba - Ecuador.
66. Santos-Juanes, J.; Galache, C.; Martínez-Cordero, J.C.; Curto, J.; Sánchez-del Río. 2001. Sarna: revisión de la clínica y nuevos tratamientos. Rev Esp Sanid Penit 2001; 3: 49-54.
67. Sepúlveda, N.H. 2011. Manual para el manejo de camélidos sudamericanos domésticos. Manuales para la innovación. Fundación para la Innovación Agraria. Salviat impresores. Santiago, Chile. p. 55.
68. Serrano, F.J. 2010, Manual práctico de parasitología veterinaria. Universidad de Extremadura, Servicios de Publicaciones, España.
69. Soulsby, E.J. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7a Ed. México: Interamericana. 823 p.
70. Torres, E., 2014. El Chaku, sabiduría ancestral, ciencia y trabajo comunitario, trabajo final integrador especialización en comunicación pública de la ciencia y periodismo



- científico. Universidad Nacional de Córdoba. Ministerio de Ciencia y Tecnología de la Provincia de Córdoba, Argentina, p. 12.
71. Torres, H., 1992. Antecedentes, objetivos y limitaciones del plan. En: H. Torres (ed). Camélidos silvestres sudamericanos. Un plan de acción para su conservación. Cap. 1. UICN/CSE. Grupo especialista en camélidos sudamericanos. Suiza. pp. 32-36.
72. Tuppia M. 2009. Manejo sustentable de la vicuña con inclusión social, económica, ambiental. Lima, Perú: Dirección General Forestal y Fauna Silvestre, Ministerio de Agricultura. 27 p.
73. Twomay, D.; Birch, E.; Schock, E. 2009. Outbreak of sarcoptic mange in alpacas (*Vicugna pacos*) and control with repeat subcutaneous ivermectin injections. *Veterinary Parasitology*, 159: 186-191.
74. Valcarcel-Sancho, F.; García-Romero, C. 1997. Diagnóstico de las sarnas en pequeños rumiantes. Laboratorio de Parasitología Animal. Servicio de Investigación y Tecnología Agraria. Consejería de Agricultura y Medio Ambiente de Castilla-La Mancha, España.
75. Vilá, B. 1999. La importancia de la etología en la conservación y manejo de las vicuñas”. *Etología*, vol. 7, p. 63-68.
76. Vilá, B. 2002. La silvestría de las vicuñas, una característica esencial para su conservación y manejo. Asociación Argentina de Ecología. *Ecología Austral.*, vol. 12, p. 79-82.
77. Wall, R.; Shearer, D. 2001. *Veterinary ectoparasites: biology, pathology and control.* 2nd.edition. Blackwell science. USA. 274p.

78. Wheeler, C.J. 1995. Evolution and present situation of the South American camelidae. *Biol J. Linn Soc*, 54: 271-295.
79. Wheeler, J.C. 1991. Origen, evolución y status actual. En Fernández-Baca, S. (Ed.). 1991. Avances y perspectivas del conocimiento de los camélidos sudamericanos. Oficina Regional de la FAO para América Latina y el Caribe. pp. 12-42.
80. Yotti, C. 2013. Sarna sarcóptica: un clásico de actualidad. Centro dermatológico Skinpet, Madrid. Disponible en <http://argos.portalveterinaria.com/noticia/8499/articulos-archivo/sarna-sarcoptica:-un-clasico-de-actualidad.html>.
81. Zahler, M.; Essig, G.A.; Gothe, R.; Rinder, H. 1999. Molecular analyses suggest monospecificity of the genus sarcoptes (Acari: Sarcoptidae). *Int. J. Parasitol.*, 29, 759–766.
82. Zúñiga, M., 1998. Manual calendarizado de actividades para el manejo de vicuñas. Consejo Nacional de Camélidos Sudamericanos (CONACS). Programa de Camélidos Silvestres. Lima-Perú. pp. 8-14.
83. Zúñiga, M.A. 2004. Camélidos silvestres en la región Arequipa, ¿dónde están y cuántos son?. *Andes Sostenible*. Arequipa – Perú.
84. Zúñiga, M.A. 2007. La vicuña y su manejo técnico, Universidad Alas Peruanas, Lima – Perú.
85. Zúñiga, M. 2014. La sarna - Manejo técnico de la vicuña. Fondo Universitario UAP. Lima.

## ANEXOS

**Tabla 9. Vicuñas capturadas durante los meses de agosto a setiembre de 2015 en las provincias de Andahuaylas y Aymaraes.**

Provincia	Comunidad	Vicuñas Capturadas								
		Machos			Sub Total M.	Hembras			Sub Total H.	Total
		Adul.	Juv.	Crias		Adul.	Juv.	Crias		
Andahuaylas	Cavira	13	10	9	32	53	4	10	67	99
	Lliupapuquio	113	34	49	196	140	40	40	220	416
	Huancabamba	87	33	50	170	113	18	26	157	327
	Huancabamba	38	15	21	74	68	9	11	88	162
	Huancaray	212	45	63	320	272	48	60	380	700
	Totora	16	15	6	37	22	8	5	35	72
Aymaraes	Iscahuaca	317	36	44	397	431	25	40	496	893
	Sañayca	24	18	11	53	58	10	15	83	136
	Capaya	11	2	2	15	8	1	2	11	26
	Ihuayllu	7	1	3	11	15	0	4	19	30
	Capaya	16	7	2	25	12	4	0	16	41
<b>Total</b>		<b>854</b>	<b>216</b>	<b>260</b>	<b>1330</b>	<b>1192</b>	<b>167</b>	<b>213</b>	<b>1572</b>	<b>2902</b>

**Tabla 10. Prueba de Chi-cuadrado de la presencia de sarna en relación al sexo de las vicuñas.**

Presencia de sarna	Sexo	
	Macho	Hembra
Negativo	307	357
Positivo	42	27

**Tabla 11. Prueba de Chi-cuadrado de Pearson**

<b>Presencia de sarna</b>	<b>Sexo</b>
Chi cuadrado	5.367
Gl	1
Sig.	0,021

**Tabla 12. Pruebas de Chi-cuadrado de casos de sarna con la zona de procedencia.**

<b>Provincia</b>	<b>Localidad</b>	<b>Casos de Sarna</b>	
		<b>Negativo</b>	<b>Positivo</b>
		<b>N°</b>	<b>N°</b>
<b>Andahuaylas</b>	Cavira	91	8
	Lliupapuquio	82	19
	Huancabamba	64	37
	Huancaray	97	4
<b>Aymaraes</b>	Capaya	25	1
	Ihuayllu	30	0
	Sañayca	101	0
	Iscahuaca	101	0
	Totora	73	0

**Tabla 13. Prueba de Chi-Cuadrado de Pearson**

<b>Localidad</b>	<b>Presencia de sarna</b>
Chi cuadrado	134.590
Gl	8
Sig.	0,000

**Tabla 14. Pruebas de Chi-cuadrado de sexo y edad en relación la presencia de la sarna.**

		<b>Casos de Sarna</b>	
		<b>Negativo</b>	<b>Positivo</b>
		<b>N°</b>	<b>N°</b>
<b>Sexo</b>	Macho	307	42
	Hembra	357	27
<b>Edad</b>	Adulto	380	46
	Juvenil	147	22
	Cria	137	1

**Tabla 15. Pruebas de chi-cuadrado de Pearson**

		<b>Casos de Sarna</b>
<b>Sexo</b>	Chi cuadrado	5,367
	gl	1
	Sig.	0,021
<b>Edad</b>	Chi cuadrado	15,750
	gl	2
	Sig.	0,000

**Tabla 16. Pruebas de Chi-cuadrado de grado de infestación y la zona afectada.**

Grado de Infestación	Zona_afectada				
	Ingle N°	Axila N°	Vientre N°	Otros N°	Ninguno N°
Ninguno	0	0	0	0	664
Leve	12	4	11	1	0
Moderado	8	3	8	5	0
Severo	2	5	8	2	0

**Tabla 17. Prueba de chi-cuadrado de Pearson**

Grado de Infestación	Zona_afectada
Chi cuadrado	827,871
gl	12
Sig.	0,000

**Tabla 18. Pruebas de Chi-cuadrado de casos de sarna sarcóptica según estadio biológico en relación al grado de infestación.**

Estadio	Grado de infestación			
	Leve N°	Moderado N°	Severo N°	Ninguno N°
Huevo	12	5	2	0
Larva	1	1	0	0
Ninfa	0	3	3	0
Adulto	1	2	1	0
Huevo+Larva	10	4	2	0
Huevo+Larva+Ninfa+Adulto	0	4	4	0
Huevo+Larva+Adulto	4	3	3	0
Ninfa+Adulto	0	2	2	0
Ninguno	0	0	0	664

**Tabla 19. Pruebas de chi-cuadrado de Pearson**

Grado de infestación	Estadio
Chi cuadrado	943,025
gl	33
Sig.	0,000

## INTERVALOS DE CONFIANZA AL 95% PARA LA MORBILIDAD DE VICUÑAS MACHOS Y HEMBRAS

### IC 95%: PARA MACHOS

$$IC95\%: 0.057 \pm 1.96 * \sqrt{\frac{(0.057(1-0.057))}{349}} =$$

$$0.057 \pm 0.024304 \rightarrow \text{Lím Inf. } 0.033 \text{ y Lím. Sup. } 0.081$$

Morbilidad = 5.70% (IC95%, 3.30% - 8.10%).

### IC 95%: PARA HEMBRAS

$$IC95\%: 0.037 \pm 1.96 * \sqrt{\frac{(0.037(1-0.037))}{384}} =$$

$$0.037 \pm 0.019 \rightarrow \text{Lím Inf. } 0.018 \text{ y Lím. Sup. } 0.056$$

Morbilidad = 3.70% (IC95%, 1.8% - 5.6%).

## FIGURAS



**Figura 6.** Arreo y captura de vicuñas



**Figura 7.** Vicuñas capturadas



**Figura 8.** Evaluación clínica de las vicuñas



**Figura 9.** Lesiones propias de la sarna



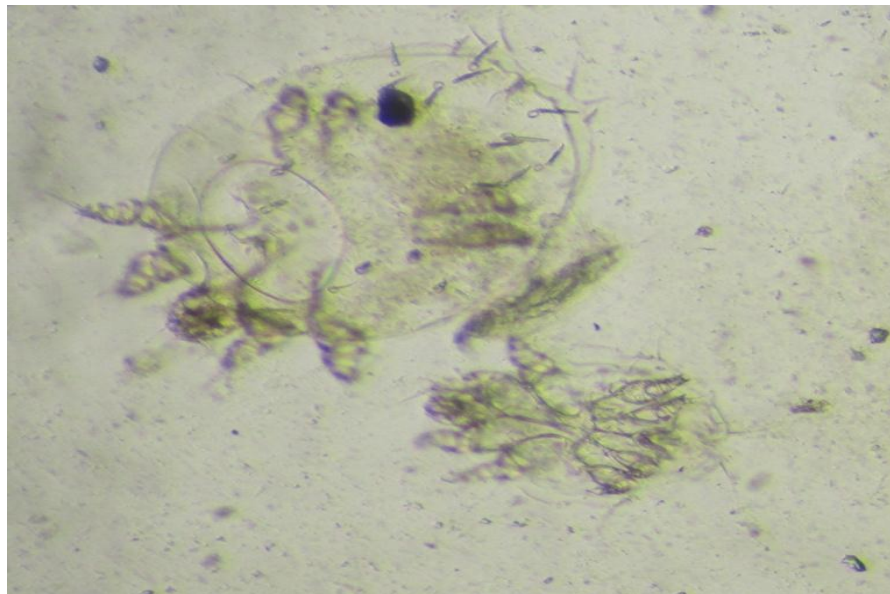
**Figura 10.** Lesiones propias de la sarna



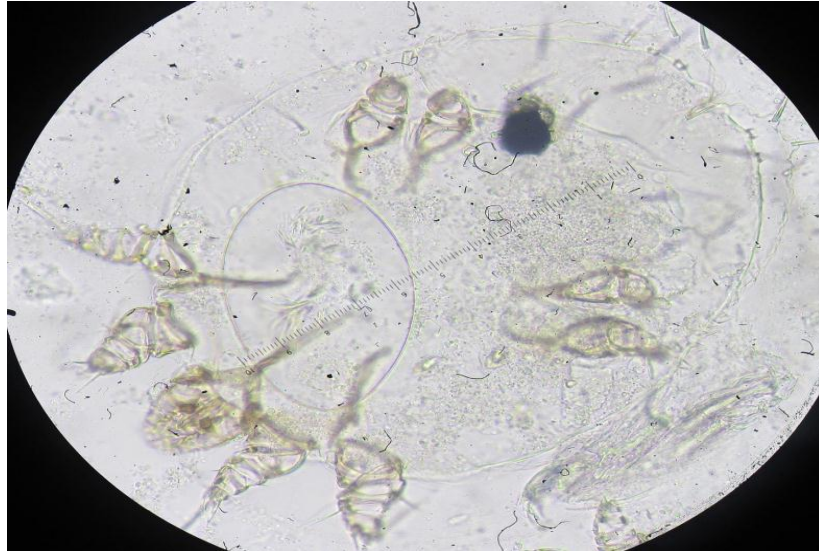
**Figura 11.** Conservación de muestras



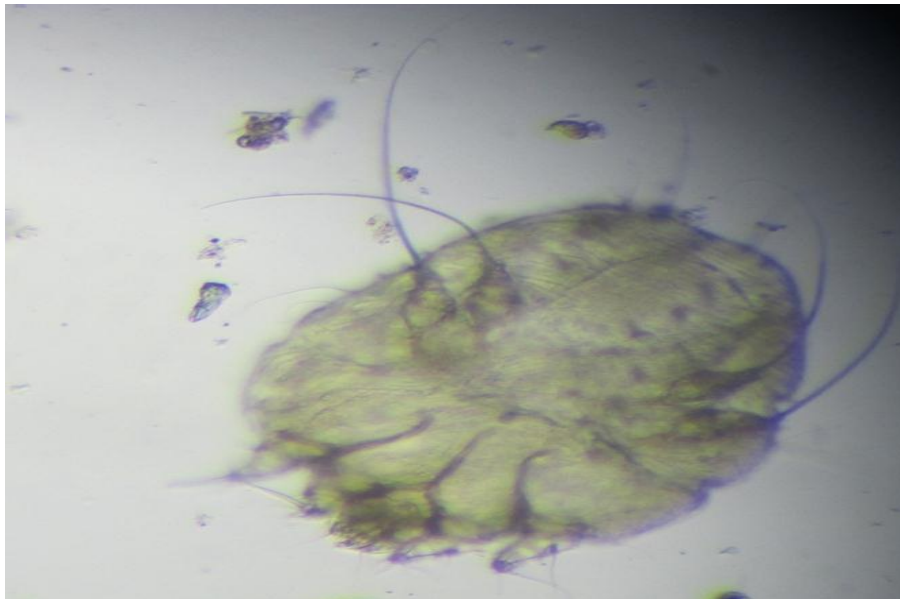
**Figura 12.** Microscopio óptico compuesto



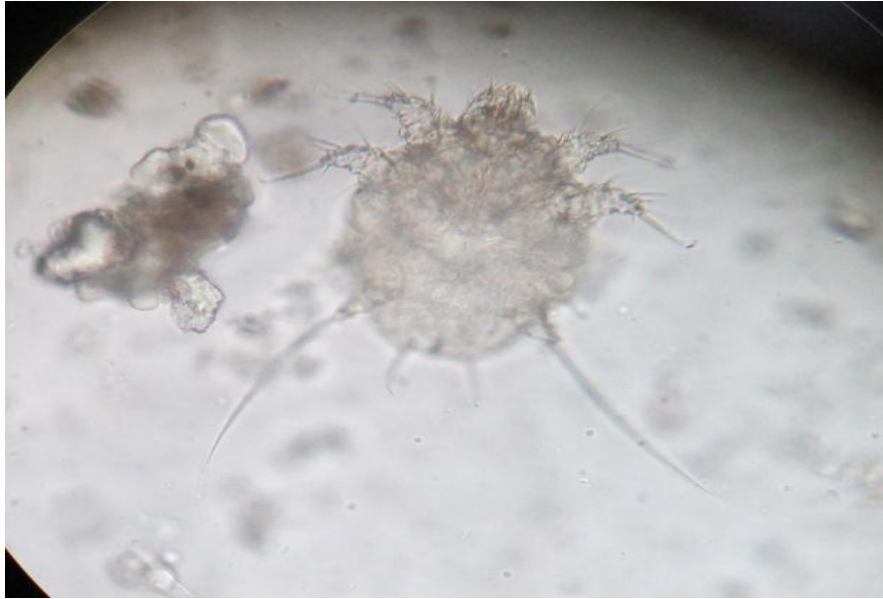
**Figura 13.** *Sarcoptes scabiei*



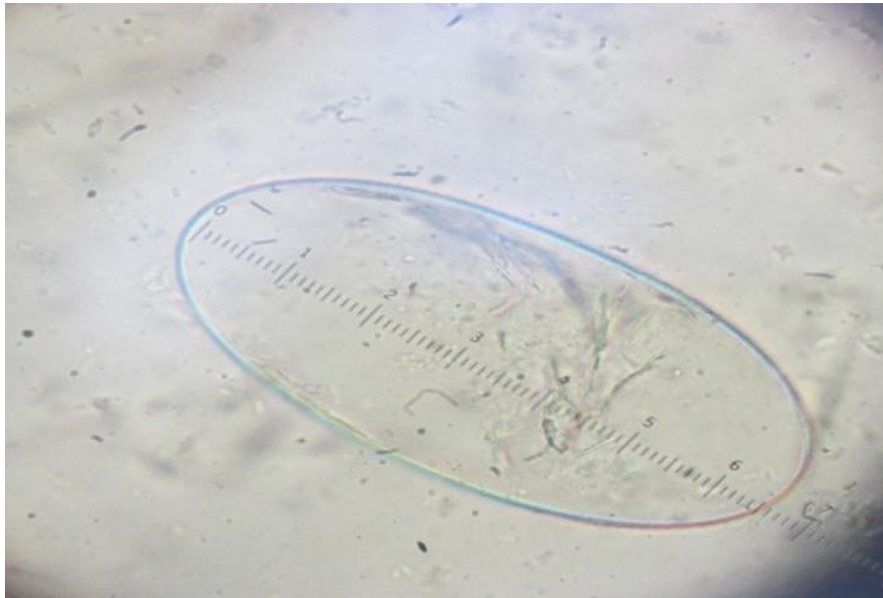
**Figura 14.** *Sarcoptes scabiei* adulto



**Figura 15.** *Sarcoptes scabiei*



**Figura 16.** Larva del *Sarcoptes scabiei*



**Figura 17.** Huevo del *Sarcoptes scabiei*