

LA PAZ - BOLIVIA

30 - 08 - 1993

INFORME No. 35

PROPIEDADES ACARICIDAS
 DE LA CH'ILLCA (*Parastrephia lúcida*)
 EN LLAMAS.

Leonor AYMA MORALES

ORSTOM

L'INSTITUT FRANCAIS DE RECHERCHE SCIENTIFIQUE POUR LE DEVELOPPEMENT EN COOPERATION



INSTITUTO BOLIVIANO DE BIOLOGIA DE ALTURA - UMSA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRICOLAS Y PECUARIAS - UTO

INSTITUTO BOLIVIANO DE TECNOLOGIA AGROPECUARIA

M
Pg



PROPIEDADES ACARICIDAS DE LA CH'ILLCA
(*Parastrephia lucida*) EN LLAMAS.

Tesis presentada, a la Facultad de Ciencias Agrícolas
y Pecuarias de Oruro, para obtener el título de Ingeniero
Agrónomo el 13 de julio de 1993.

Leonor AYMA MORALES

076
PLAMELOS
AYM

pas numerise
hz 74978
FA 2ER Body
F 41.686

DEDICATORIA

A mis queridos padres Teófilo y Rufina por su sacrificio, esfuerzo y apoyo moral perseverante que me prodigiarón en todos los momentos más difíciles de mi formación profesional.

A la comprensión, aliento de mi hijo Gustavo, a mis hermanos Feliza, Jhonny y Lourdes mi eterna gratitud.

En especial, a la familia Hervé por haber sido propulsores permanentes y activos colaboradores.

AGRADECIMIENTOS

Mis agradecimientos a las instituciones: Instituto Boliviano de Biología de la Altura (IBBA), Instituto Francés de Investigación Científica para el Desarrollo en Cooperación (ORSTOM), por el financiamiento del presente proyecto de grado, al convenio IBTA-ORSTOM (Proyecto "Dinámica de los Sistemas de Producción de Altura. Altiplano boliviano") por admitir el proyecto de tesis, al Programa de Autodesarrollo Campesino-Oruro (PAC I), por el apoyo logístico.

Mi más sincero y especial agradecimiento a los Drs. Michel Sauvain (IBBA), Dominique Hervé (ORSTOM) por la enseñanza de las técnicas en Laboratorio de Farmacognosia, revisión y edición del presente trabajo de investigación, a quienes debo mi gratitud por su excelente asesoramiento.

Agradezco al Dr. Bernardo Roque, por las instrucciones de las técnicas de identificación de ácaros en Laboratorio de Parasitología de la Universidad Nacional del Altiplano (UNA)-Perú y su valioso asesoramiento, y al Dr. Armando Cardozo é Ings. Harry Carreño, Vinzent Zender por sus valiosas sugerencias.

A la Universidad Técnica de Oruro (UTO), en particular a la Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias, al plantel docente por su valiosa enseñanza y formación profesional recibida.

Mi profundo agradecimiento a todas las personas que de una u otra manera han contribuido en la culminación del presente trabajo.

Finalmente, a mis mejores amigos que supieron comprender que la amistad es lo más caro que puede conseguir el hombre.

I N D I C E

Contenido	Pág.
INTRODUCCION.....	1
REVISION DE LITERATURA.....	4
1. Llama.....	4
1.1. Escala zoológica.....	4
1.2. Variedades.....	5
1.3. Producción de fibra.....	5
1.4. Componente de la piel.....	5
1.5. Estructura de la piel de llama.....	6
2. La sarna.....	6
2.1. Tipos.....	8
2.1.1. Sarna sarcóptica.....	8
2.1.2. Sarna psoróptica.....	8
2.2. Etiología.....	8
2.3. Clasificación taxonómica de los ácaros....	10
2.4. Morfología.....	11
2.5. Ciclo de reproducción de los ácaros.....	14
2.6. Patogenia.....	18
2.7. Epidemiología.....	19
2.8. Fisiopatología.....	21
2.9. Diagnóstico.....	22
2.10. Cultivo <i>In vitro</i> de <i>Sarcoptes scabiei</i>	24
3. Tratamiento de la sarna.....	24
3.1. Productos químicos acaricidas.....	25
3.2. Productos acaricidas tradicionales.....	27
3.3. tratamiento topical <i>in vivo</i> y por contacto <i>In vitro</i> con extractos de plantas.....	28

	Pág.	
3.4.	Estudios etnobotánicos de la ch'illca.....	31
3.5.	Estudios biológicos del género <i>Parastrephia</i>	32
	MATERIALES Y METODOS.....	34
1.	Medio experimental.....	34
1.1.	Zona Turco.....	34
1.2.	Zona Orinoca.....	36
2.	Material experimental.....	37
3.	Metodología.....	37
4.	Unidades experimentales.....	38
5.	Obtención del extracto de ch'illca.....	38
5.1.	Método tradicional.....	38
5.2.	Método de laboratorio.....	40
6.	Tratamientos antisárnicos.....	41
6.1.	Aplicación del extracto tradicional.....	41
6.2.	Aplicación de los extractos obtenidos en laboratorio.....	41
7.	Pruebas acaricidas <i>In vitro</i>	43
8.	Pruebas acaricidas <i>In situ</i>	43
9.	Prueba de toxicidad.....	45
10.	Análisis fitoquímico.....	45
	RESULTADOS.....	49
1.	Identificación de la ch'illca.....	49
1.1.	Variedades de <i>Parastrephia</i> existentes en el lugar del experimento.....	51
2.	Propiedades acaricidas de la ch'illca.....	52
2.1.	Propiedades acaricidas <i>In vivo</i>	52
2.2.	Propiedades acaricidas <i>In vitro</i>	55

2.3.	Propiedades acaricidas <i>In situ</i>	64
2.4.	Toxicidad de la ch'illca en ratones.....	65
3.	Composición fitoquímica de la ch'illca.....	66
	DISCUSIONES	67
	CONCLUSIONES	74
	RESUMEN	76
	BIBLIOGRAFIA	79
	ANEXO	

INDICE DE CUADROS

Cuadro Nº		Pág.
1.	Composición química de la piel de los rumiantes menores.....	6
2.	Esquema diferencial de los ácaros Sarcóptes y Psoróptes.....	14
3.	Tabla patrón de la prueba de saponinas.....	46
4.	Respuesta de la sarna a la aplicación topical del extracto tradicional de ch'illca.....	54
5.	Respuesta de la sarna a la aplicación topical de extractos obtenidos en laboratorio.....	54
6.	Mortalidad de ácaros <i>In vitro</i> por contacto con extractos obtenidos en laboratorio.....	56
7.	Análisis de varianza (Cuadro 6).....	59
8.	Mortalidad de ácaros por contacto con extracto acuoso de ch'illca.....	61
9.	Análisis de varianza (Cuadro 8).....	63
10.	Porcentaje de mortalidad de ácaros <i>In situ</i> por contacto con extractos de ch'illca.....	65
11.	Toxicidad de la ch'illca en ratones.....	65

INDICE DE FIGURAS

Figura Nº		Pág.
1.	Estructura de la piel de llama.....	7
2.	Acaros que causan la sarna en llamas.....	9
3.	Género sarcóptes (macho y hembra).....	13
4.	Ciclo biológico del sarcóptes en llamas y alpacas.....	16
5.	Ubicación del área de estudio.....	35
6.	Prueba de contacto <i>In vitro</i>	43
7.	<i>Parastrephia lucida</i> "Ch'illca".....	53
8.	Histograma de los residuos (Cuadro 6).....	57
9.	Histograma de los residuos (Cuadro 8).....	62

INTRODUCCION

Los camélidos constituyen especies importantes para los países andinos de Sudamérica, particularmente Bolivia y Perú. Dos de ellos la llama (*Lama glama*), y la alpaca (*Lama pacos*) han sido incorporadas a la economía de las zonas andinas de ambos países, o sea, la sierra peruana y el altiplano boliviano (Anexo I). Ambas producen una fibra muy apreciada en el mercado Internacional (Cardozo, 1968).

Los camélidos sudamericanos son fuente de fibra, carne, cuero y eficaces animales de carga en un ambiente adverso que caracteriza al ecosistema alto andino de puna de Bolivia, Perú, Argentina y Chile. La mayoría de éstos recursos están en manos de las comunidades campesinas que representan una población numerosa y necesitada de atención y desarrollo económico; para tales fines, los camélidos son una opción de primer orden. La actividad agropecuaria para la población de Oruro afecta directamente a 34.7% de habitantes en el ámbito rural e indirectamente a 65.3% de habitantes del área urbanas; de ahí que el progreso de la mayoría poblacional depende de la actividad agropecuaria (INE, 1992).

La explotación y crianza de llamas ocupan un lugar importante dentro de la ganadería regional y nacional con 425 629 cabezas, segundo lugar en el departamento de Oruro en relación a los otros tipos de ganado (MACA, 1990). Por las condiciones ambientales el departamento de Oruro, es un hábitat ideal para las llamas. La producción de carne y fibra es de 536 Tn.Met./año y 243 Tn.Met./año respectivamente (MACA, 1990).

Las evaluaciones sanitarias y económicas de la sarna (*Sarcoptes scabiei*) de alpacas respecto de otras enfermedades, realizadas en tres comunidades alpaqueras de Puno-Perú, en

una población de 10 467 cabezas en los meses de septiembre a junio de 1988, dieron como resultado que el 13% son afectados con sarna y el resto por otras enfermedades con una pérdida económica total de 224 dólares por productor (Mamani, 1989).

En Bolivia, no existen estudios sobre las pérdidas económicas en fibra y carne de llamas a causa de las enfermedades parasitarias, en particular la sarna; causada por *Sarcoptes scabiei*, var. *aucheniae* y el *Psoroptes comunis*, var. *aucheniae*.

Según la estimación de Campero (1990), el control de la gastroenteritis verminosa con productos químicos veterinarios, demanda un gasto anual de 800 000 \$us. a los criadores de llamas y alpacas; lo cual significa fuga de divisas no retornables al país.

El uso de productos químicos en el control de la sarna resulta en la actualidad muy costoso para la ganadería de subsistencia y algunos productos provocan efectos tóxicos inflamatorios, problemas fisiológicos, especialmente los productos químicos clorados; siendo necesario la búsqueda de nuevas fuentes alternativas de control más económicos, eficaces y viables para la realidad campesina.

Una alternativa es el tratamiento de la sarna utilizando plantas como la "ch'illca" (*Parastrephia lucida*).

El presente trabajo de investigación responde a cuatro objetivos planteados:

- Identificar la planta de ch'illca y determinar la composición fitoquímica.

- Precisar las condiciones de sobrevivencia de los ácaros en laboratorio y métodos de evaluación del efecto de los extractos *in vitro*.
- Determinar las propiedades acaricidas de la ch'illca en el control de la sarna en llamas, mediante pruebas *in vivo e in vitro*.
- Determinar el tipo de extracto más eficaz y la concentración más activa para el tratamiento de la sarna en llamas.

Hipótesis.

Ho. Los extractos de ch'illca no tienen propiedades acaricidas en el control de la sarna en llamas.

Ha. Los extractos de ch'illca tienen propiedades acaricidas en el control de la sarna en llamas.

REVISION DE LITERATURA

1. Llama.

Según Cardozo y Martinez (1980), la llama es el camélido de mayor importancia para Bolivia, y es de segunda importancia en el Perú. Además de sus productos principales como la carne y la fibra, se la utiliza como animal de carga sumamente útil para el transporte de los productos en los Andes. La población de camélidos en sudamérica se estima en 7.5 millones, de los cuales 37% en Bolivia, 53% en Perú, 8% en Argentina y 2% en Chile. Del total, el 91% de alpacas y 67% de vicuñas se encuentran en el Perú, el 70% de llamas en Bolivia y casi la totalidad de guanacos(96%) en Argentina (Carpio, reportado por Novoa y Flores, 1991).

1.1. Escala zoológica.

Vallenas (1970), ubica la llama en la siguiente escala zoológica:

Reyno	: Animal
Tipo	: Cordados
Subtipo	: Vertebrados
Clase	: Mamíferos
Subclase	: Placentados
Orden	: Artiodactylos
Suborden	: Rumiantes
Infraorden:	Tylopoda
Familia	: Camélidos
Género	: Lama
Especie	: <i>Lama glama</i>

1.2. Variedades.

Novoa y Flores (1991), han descrito dos variedades de llamas: la variedad "Q'ara", que se caracteriza por tener la cara descubierta y un desarrollo limitado de su fibra y la variedad "T'hampulli" que provee mayor cantidad de fibra y presenta la cara cubierta. El color varía de blanco al negro y marrón generalmente difusiforme a través del cuerpo.

1.3. Producción de fibra.

Según Cardozo y Martínez (1980), la crianza de camélidos (llama y alpaca) es particularmente interesante por la calidad de su fibra, desarrollándose además, en ambientes desfavorables como son los Andes.

Los mismos autores indican que la proporción de vellón fino depende del sexo y del color. Los machos producen más vellón fino que las hembras y los de color blanco. Estas diferencias se han establecido a un nivel de 1% de probabilidad estadística. Si bien es cierto que con la edad tiende a engrosar las fibras, también tiende a aumentar la producción, pero entre colores no existe diferencias significativas. El ambiente y el manejo influyen directamente en la producción de fibra.

1.4. Componentes de la piel.

La composición química de la piel de los rumiantes menores está constituida principalmente por proteínas, grasas, sustancias minerales y agua (León, Moreyra y Noa, 1987).

Cuadro 1. Composición química de la piel de los rumiantes menores.

COMPOSICION	%
Proteína	35
Grasa	2
Agua	60
Sustancias minerales	1
Otras sustancias	1

Fuente: León, Moreira y Noa (1987).

1.5. Estructura de la piel de Llama.

Según Ciprian, Chambilla y Bustinza (1985), la estructura general de la piel de alpaca y llama es similar a la de otros mamíferos (fig.1), la misma comprende:

- Epidermis, capa epitelial más externa.
- Dermis, capa conjuntiva intermedia, en la que se encuentran folículos pilosos, glándulas anexas irrigadas por arteriola, músculos piloerectores y vasos sanguíneos. En alpacas y llamas la dermis es bastante gruesa.
- Hipodermis, tejido subcutáneo que sujeta la piel a los órganos adyacentes (huesos y músculos).

2. La sarna.

La sarna es una enfermedad parasitaria que afecta a los animales domésticos y al hombre. En la zona Andina la sarna de alpaca y llama es conocida por algunos como "q'arachi" y por otros como "kuntur qaracha", asociada a la bajada de los cóndores, que según sus creencias traían y diseminaban la sarna en los campos (Bustinza, 1989).

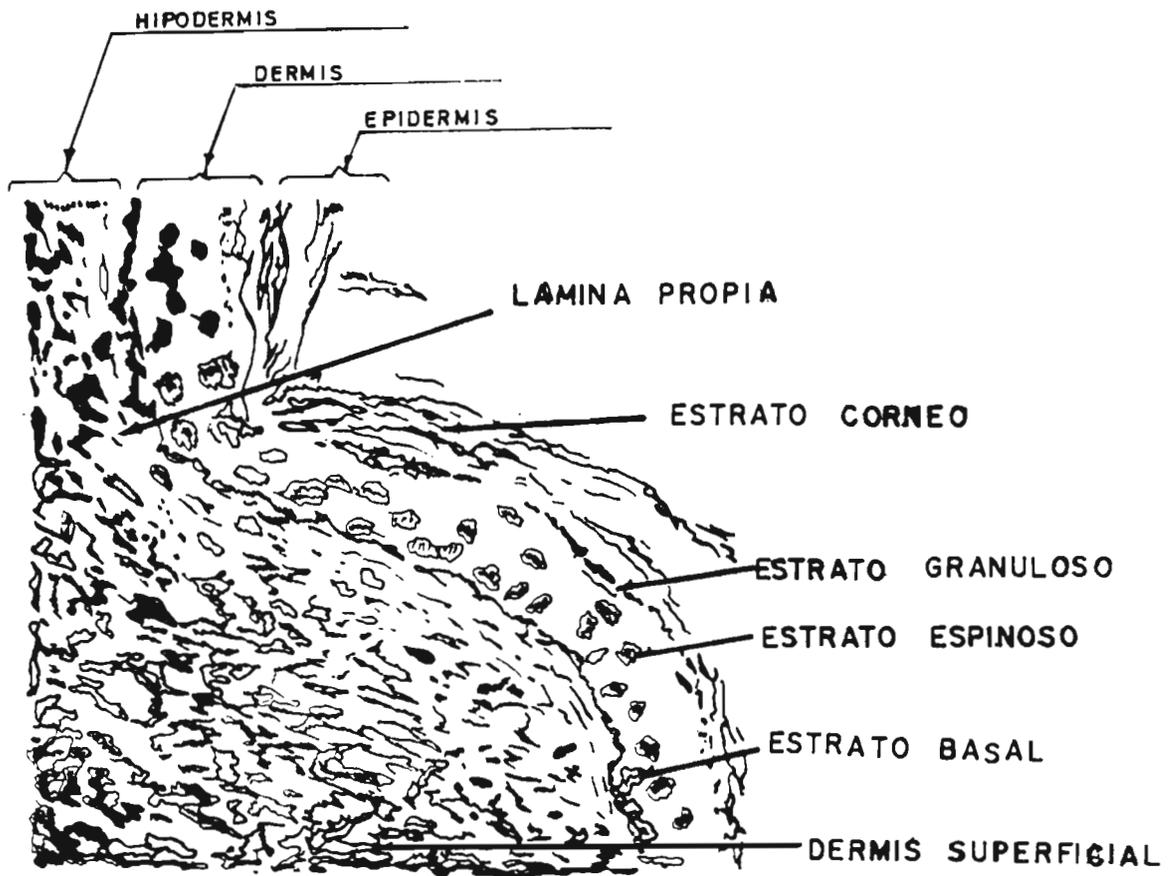


FIG. 1 PARTES DE LA PIEL

(Corte transversal)

(Fuente: Bustinza y Sanches, 1985) pg.82

2.1. Tipos.

Existen dos tipos de sarna bien definidos en las alpacas y llamas. Una que afecta a las partes del cuerpo desprovistas de fibra (Sarcóptica) y la otra en las partes cubiertas de fibra y en las orejas de sus hospederos (Psoróptica). Esta diferencia se debe a la preferencia de los ácaros sobre el animal hospedero (Leguía, 1988). Cada tipo de sarna tiene su propia característica por lo que se ve por conveniente mencionarlos separadamente (fig.2).

2.1.1. Sarna sarcóptica.

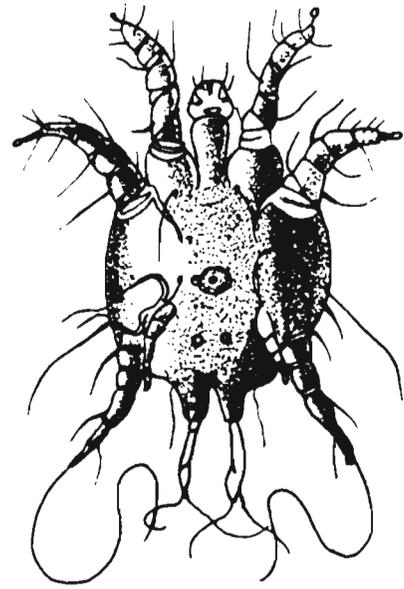
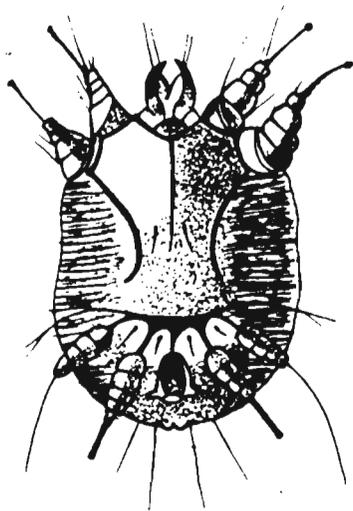
Esta forma de sarna se localiza en zonas de piel desprovistas de fibra tales como la cara, axilas, vientre, ingle, entre piernas y región perianal, aunque puede extenderse a otras regiones del cuerpo como las orejas e inclusive generalizarse (Guerrero y Alva, 1986; Nuñez 1987). Es la sarna de mayor importancia económica en alpacas y llamas, representa el 90% de las pérdidas entre las enfermedades provocadas por ectoparásitos (Roque, 1987).

2.1.2. Sarna psoróptica.

Se localiza en zonas de piel cubiertas de fibra, siendo de primera importancia en ovinos, de segunda en alpacas y llamas (Guerrero y Alva, 1986).

2.2. Etiología.

Las lesiones son provocadas por pequeños parásitos.



Sarcóptes

Psoroptes

FIG. 2 ACAROS QUE CAUSAN SARNAS EN LLAMAS

(Fuente: Roque, 1987)

denominados ácaros que viven y se reproducen en la piel: *Sarcoptes scabiei*, var. *aucheniae* y *Psoroptes comunis*, var. *aucheniae* (Ancasi, 1984).

2.2.1. Género *Sarcoptes*.

El agente causante de la sarna sarcóptica en los camélidos es un ácaro arador y minador (Bosch y Supperrer, 1982), en razón a que tienen la necesidad de construir túneles en la piel para alimentarse y cumplir con su ciclo de vida.

2.2.2. Género *Psoroptes*.

Los ácaros del género *Psoroptes* no minan galerías como los ácaros de la sarna sarcóptica, sino que viven sobre la superficie de la piel, en la base de la fibra (Guerrero, 1981).

2.3. Clasificación taxonómica de los ácaros.

La clasificación taxonómica para ambos géneros según (Guerrero y Leguía, 1988) es la siguiente:

UBICACION	SARCOPTES	PSOROPTES
Reyno	: Animal	: Animal
Tipo	: Artrópoda	: Artrópoda
Sub tipo	: Tracheata	: Tracheata
Clase	: Arácnida	: Arácnida
Sub clase	: Euarachnida	: Arachnida
Orden	: Acarina	: Acarina
Sub orden	: Sarcoptiformes	: Sarcoptiformes
Familia	: Sarcoptida	: Psoroptida
Género	: <i>Sarcoptes</i>	: <i>Psoroptes</i>
Especie	: <i>Sarcoptes</i>	: <i>Psoroptes</i>

scabiei *comunis*
var. *aucheniae* var. *aucheniae*

2.4. Morfología.

2.4.1. Género *Sarcoptes*.

El cuerpo de éstos ácaros es de forma globosa, presenta una cutícula estriada con áreas escamosas y espinosas; además presentan espinas dorsales acuminadas, dentadas y en espiga (Bochert, 1964). Los sarcoptes son ácaros cavadores con cono bucal redondeado, las patas son cortas y solo los dos pares anteriores sobrepasan la superficie corporal; poseen ventosas en forma de tulipan, sobre pedúnculos largos y uniarticulados. El dorso está cubierto de cerdas, espinas y escamas (Bosch y Supperrerr, 1982).

El tamaño es muy pequeño, apenas perceptible a simple vista, cuerpo vesiculoso de color grisáceo o rosado, con el tegumento recorrido con una fina estriación transversal que recuerda el dibujo de las huellas digitales (Gallego, 1981). Las hembras de los sarcoptes tienen aproximadamente las siguientes dimensiones: 350 micras de ancho y 450 micras de largo y los machos; 150 micras de ancho y 200 micras de largo (Guerrero, 1981).

Los cuatro pares de patas se encuentran repartidas en dos grupos, los dos primeros nacen de las proximidades del cono cefálico y los dos posteriores se hallan cerca del extremo posterior. En la mayoría de los casos, la vulva se abre transversalmente a nivel del segundo par de patas. Las patas llevan garras de formas diversas, cerdas ventosas o discos de adhesión pedunculados o sentados, cuyo número es diferente según el sexo, en su lugar puede existir una cerda larga y

potente, los quelíceros tienen forma de pinza (Sánchez, 1988).

El mismo autor menciona, que su carácter ectoparásito se manifiesta por la transformación de numerosos pelos en espinas cortas dirigidas hacia atrás, cerdas en las patas se utilizan para su identificación. La cutícula quitinosa está provista de estriaciones que rodean todo el cuerpo. Estos parásitos no tienen ojos, no se han observado traqueas y estigmas por lo que se supone que los *Sarcoptes* respiran por la piel (fig.3).

2.4.2. Género *Psoroptes*.

Este género agrupa a parásitos que a diferencia de los sarcóptidos, son específicos para sus hospedadores, aunque son difíciles de distinguir desde un punto de vista morfológico. Tienen forma ovalada y las ventosas tarsales se unen por medio de pedicelos (Bosch y Supperrerr, 1982). Es de forma redondeada con cuatro pares de patas largas, dos dirigidas hacia adelante y dos atrás. El macho posee ventosas copulatrices en el borde posterior (Soulsby, 1988).

Es un ácaro chupador con cono bucal largo y en punta. Los machos miden de 500 a 650 micras y tienen ventosas en el primer, segundo y tercer par de patas, dos placas anales y dos lóbulos conoides con cuatro largos pelos delgados en el borde posterior. Las hembras miden entre 600 y 800 μ y tienen ventosas en el primero, segundo y cuarto par de patas

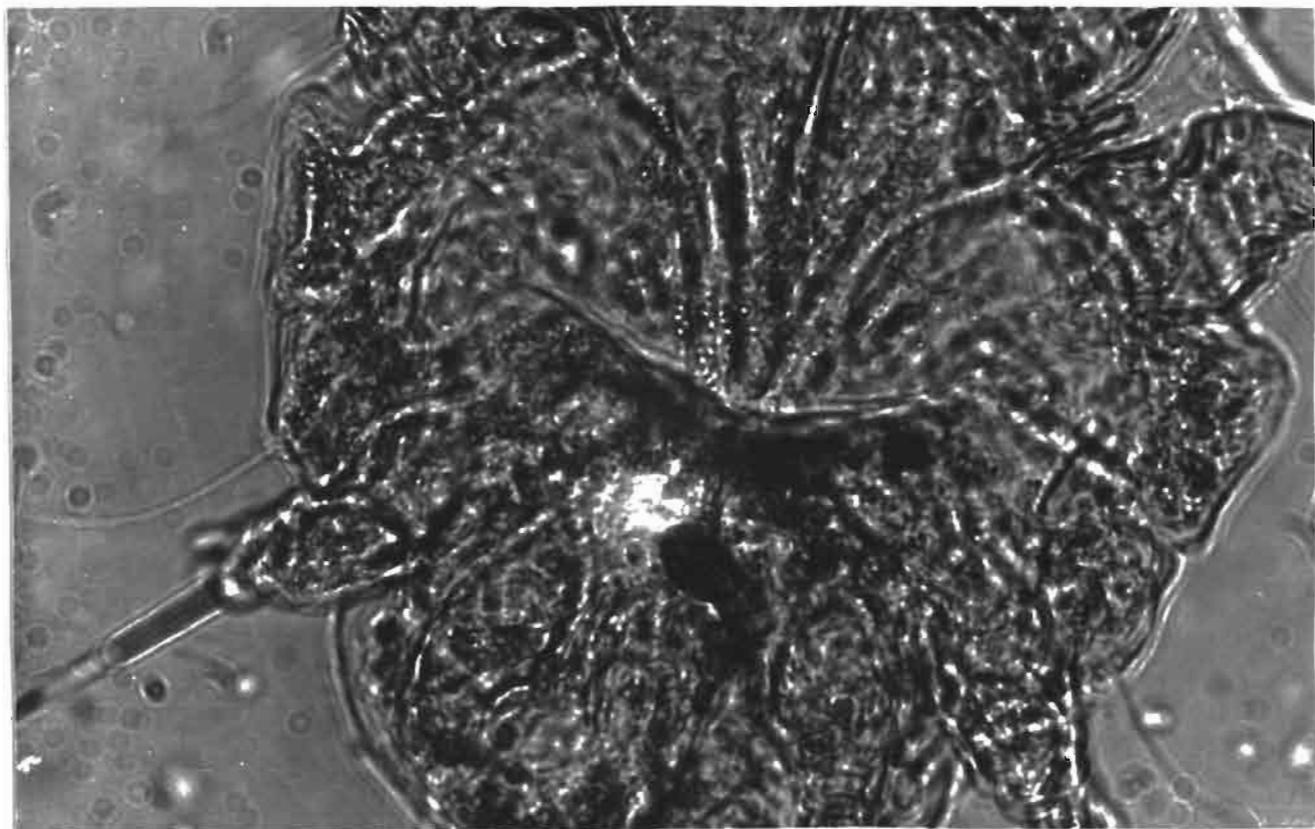
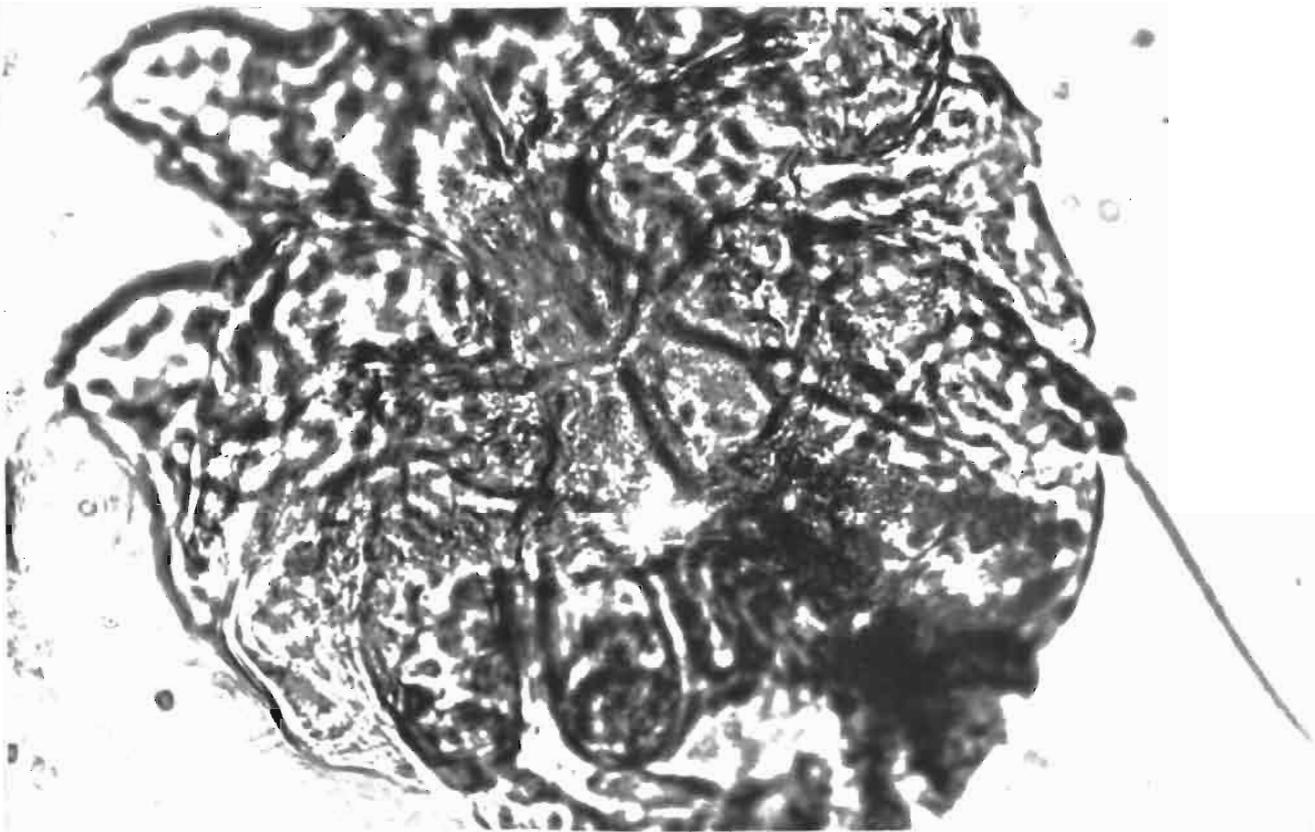


FIG. 3 GENERO SARCOPTES
(Macho y Hembra)
(Foto del Licdo R. VALER-IBBA)

y dos cerdas largas en el tercer par de patas. Los Psoroptes poseen patas muy desarrolladas que sostienen ventosas en forma de embudo sobre pedicelos trisegmentados. Es el único ácaro que posee pedicelos segmentados (Bosch y Supperrer, 1982).

Cuadro 2. Esquema diferencial de los ácaros Sarcoptes y Psoroptes.

Genero	Patas	Dorso	Ventosas
Sarcoptes	Cortas, el primer par sobresale del cuerpo.	Corto, con muchas espinas.	Macho 1°, 2° y 4° Hembra 1° y 2°
Psoroptes	Largas, los cuatro pares sobresalen del cuerpo	Largo, con franja central neta de líneas horizontales	Macho 1°, 2° y 3° Hembra 1°, 2° y 4°

Fuente: Gelormini (1967).

2.5. Ciclo de reproducción de los ácaros.

Los ácaros son muy susceptibles a la desecación e incapaces de vivir pocos días fuera de su hospedero. En condiciones de laboratorio, se ha conseguido mantenerlos con vida durante tres semanas (Soulsby, 1988) y en condiciones artificiales *In vitro*, se ha logrado reproducir el ciclo de vida del Sarcoptes en un tiempo de 24 a 26 días (Zavaleta, 1982).

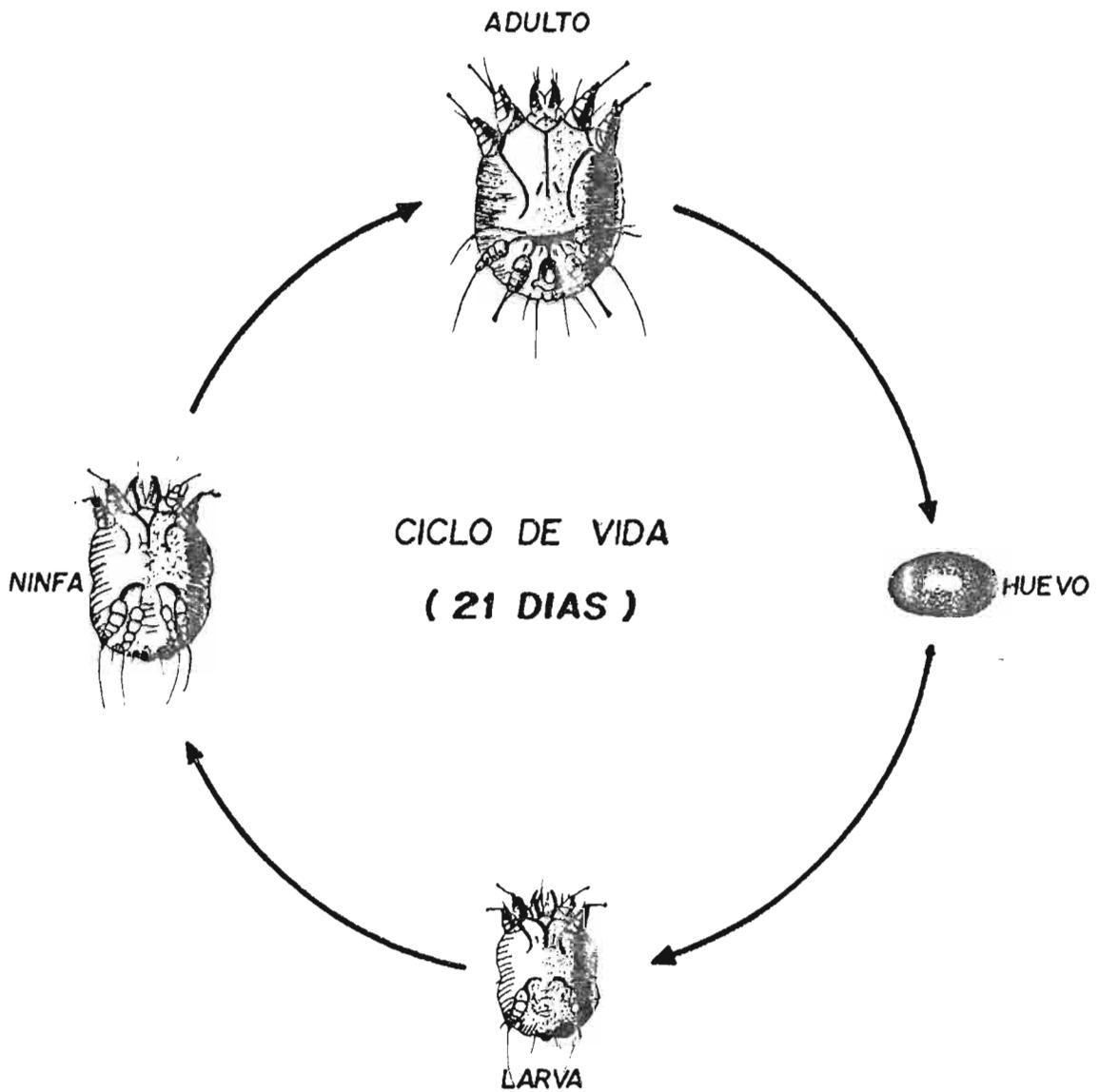
Según reporte de Leguía (1988), el ciclo reproductivo de los ácaros es directo y comprende tres fases evolutivas con metamorfosis completa, crecimiento y mudas intermedias. Las hembras depositan huevos, de los cuales emergen larvas hexápodas, que mudan y se transforman en ninfas octópodas. Estas se diferencian en adultos machos y hembras.

2.5.1. Ciclo del género *Sarcoptes*.

Soulsby (1988), indican que el ciclo biológico del *Sarcoptes scabiei* (fig.4) en el hombre fue descrito por Mellanby en 1952; probablemente los ciclos biológicos de las variedades encontradas en otros hospederos como la llama sean similares.

La hembra anida en el interior de la piel, deposita unos 45 huevos en las galerías que excava. La puesta de los huevos se realiza de uno en uno o de dos en dos, con un total de tres a cinco al día. Eclosionan entre los cuatro y ocho días dando lugar a una larva hexápoda. Algunas larvas abandonan las galerías en los que han nacido y deambulan sobre la piel; otras, sin embargo, permanecen en el túnel de sus padres o en bolsas adyacentes, donde continúan su desarrollo, hasta el estado de ninfa. De entre las que alcanzan la superficie, muchas perecen y otras anidan en el estrato córneo, constituyendo una bolsa ninfal casi invisible en la que se alimentan. Presentan dos estados ninfales (protoninfa y deutoninfa), que pueden permanecer en la bolsa larvaria o abandonarla y construir una nueva (Sánchez, 1988).

Sánchez y Avila (1985) indican que la larva hexápoda dura y muda a ninfa en cuatro a cinco días. Las ninfas tienen cuatro pares de patas, pero carecen de orificio genital, duran y mudan a adultos en seis a ocho días. Finalmente aparecen los adultos, quienes duran y ovopositan en cuatro a cinco días. El desarrollo completo desde la puesta de huevos hasta la siguiente fase de huevo, dura alrededor de 22 días (18-26 días). La hembra permanece en la bolsa ninfal hasta que sea fecundada por el macho, después de la cual, transforma la bolsa en un túnel o constituye uno nuevo y luego de cuatro a cinco días comienza a poner de tres a cinco semanas. La



**FIG. 4 CICLO BIOLÓGICO DEL SARCOPTES
EN LLAMAS Y ALPACAS**
(Fuente: ROQUE, 1987)

infestación se extiende principalmente por contacto, por medio de larvas y ninfas errantes y por las hembras fecundadas jóvenes.

2.5.2. Ciclo biológico del género *Psoroptes*.

Según Soulsby (1988), los psoroptes depositan los huevos en la piel y en los bordes de las lesiones, eclosionan en uno a tres días después; mudan, transformándose en ninfa, que permanece en estado de letargo las 12 horas siguientes. El estado de ninfa dura de tres a cuatro días, incluyendo un periodo de letargo de 36 horas antes de producirse la muda. Las ninfas pequeñas se transforman normalmente en machos. Las hembras jóvenes aparecen antes que los machos, algunas veces cuando sólo han transcurrido cinco días desde la eclosión de los huevos, mientras que los machos nunca aparecen antes del sexto día. La cópula se produce en estadio ninfal y comienza pronto, después de la ecdicis, y dura un día; si existen muchas más hembras que machos, este período puede ser más corto. Como regla general, la proporción de machos a hembras es de 1 a 2 : 4. La hembra joven sufre la muda dos días después del comienzo de la cópula y la hembra comienza a poner huevos un día después o nueve días más tarde de la eclosión de los mismos. Generalmente el ciclo biológico que comprende desde la fase de huevo, hasta la siguiente fase de huevo, dura alrededor de 12 días, no variando significativamente ni en invierno.

Los ácaros pueden sobrevivir fuera del hospedador más de dos semanas. La hembra vive de 30 a 40 días y pone 90 huevos o más; el macho 21 a 35 días. El tamaño de los huevos es de 100 a 150 u, las larvas nacen y mudan a ninfas una vez si son machos y dos veces si son hembras (Bochert, 1964). El mismo autor señala además, que el desarrollo completo depende

intensamente de la temperatura y humedad. En condiciones inadecuadas la eclosión de la larva puede retardarse hasta más de una semana y con ello todo el ciclo. La puesta de huevos principalmente se realiza en las zonas marginales de la región cutánea atacada.

2.6. Patogenia.

Según Sanchez (1986), los ácaros del género *Sarcoptes* perforan la piel para succionar la linfa, pudiendo alimentarse también de células epiteliales jóvenes. Su actividad causa irritación intensa, con picores que inducen al rascado, lo que contribuye a que se agrave el proceso. La inflamación resultante de la piel, va acompañada de un exudado que coagula y forma escorias en la superficie, que posteriormente se caracteriza por una queratinización excesiva con proliferación del tejido conectivo. La piel se hace más gruesa y arrugada. Existe una pérdida concomitante de la fibra lo que puede afectar a una zona muy extensa. Tanto la sensibilización del hospedero al ácaro como los productos derivados de él, probablemente juegan un papel importante en la patogenia. Generalmente, no existen signos de prurito durante las dos o tres semanas siguientes a la infestación, éste periodo puede prolongarse.

Soulsby (1988), indica que los psoroptes perforan la epidermis y succionan linfa, estimulando la aparición de un hinchamiento local tipo inflamatorio con abundante suero infiltrado. Los exudados posteriores salen a la superficie donde coagulan formando una costra. Las zonas desnudas y costrosas son inadecuadas para los ácaros, que migran hacia los márgenes de la lesión, extendiéndose de esta forma el proceso rápidamente en periodos invernales.

2.7. Epidemiología.

Guerrero y Alva (1986), citados por Nuñez (1987), indican que para la transmisión de la sarna, intervienen diferentes factores como en todo proceso epidémico. Una forma de propagación más generalizada corresponde al contacto directo. La sobrepoblación y la mala nutrición de los animales son factores importantes en la transmisión y la gravedad de la enfermedad en un rebaño. También puede ocurrir contagio de forma indirecta, por medio de los revolcaderos, lugares donde los camélidos se suelen establecer y al que concurren todos los animales.

En la fase crónica, los ácaros viven en algunas zonas del cuerpo del animal que se podrían llamar zonas de latencia, caracterizadas por la presencia de una pequeña lesión sobre el escroto, en el perineo, a lo largo de la vaina, en el esternón, orejas y fosas infraorbitales (Soulsby, 1988). Pueden permanecer vivos allí por varios meses, hasta que las condiciones del mismo u otro animal sean favorables para continuar su reproducción y desencadenar un nuevo brote de sarna aguda con sus típicas características (Guerrero y Alva, 1986).

Para la supervivencia de los ácaros, tienen una notable influencia la temperatura, humedad, luz solar y otras condiciones ambientales. Bajo condiciones favorables, pueden vivir durante largo tiempo. Estas circunstancias tienen importancia práctica, pues no siempre es posible actuar sobre los ácaros escondidos en resquebrajaduras o grietas, cuando se desinfectan los corrales o establos (Bochert, 1964). Cuando un animal sano tiene contacto con otro animal enfermo, llegan a la piel ácaros en todos los estadios de su desarrollo; esto ocurre por ejemplo en los arreos, donde existe contacto entre

animales. Asimismo, son circunstancias favorecedoras la fibra larga y espesa, el escaso contenido graso de la piel, tiempo húmedo, pero sobre todo, la disminución de la resistencia general del organismo y la mala alimentación. Por otra parte existen animales portadores sanos dentro un rebaño que pueden comportarse como transmisores de ácaros y ser una fuente potencial de contagio de la sarna (Roque, 1987).

De acuerdo a la última concepción de la enfermedad en camélidos, según Leguía (1991), reportado por Novoa y Flores, la epidemiología de la sarna en alpacas se resume en los siguientes puntos:

- La sarna es una enfermedad de carácter enzoótica en algunas comunidades campesinas y pequeños criaderos donde afecta a un 40% del ganado; en tanto que, en empresas organizadas puede afectar hasta 10% de los animales.
- Los ácaros mueren rápidamente fuera del cuerpo animal, pudiendo sobrevivir de cuatro a veinte días en fibra o costras desprendidas. La desecación y la luz solar directa son letales para su viabilidad.
- Si bien existe mayor susceptibilidad en alpacas jóvenes, la enfermedad puede afectar a animales de cualquier raza, sexo y edad, siendo más frecuente en puntas majadas con deficientes condiciones de manejo y sometidas a stress físico o ambiental.
- Animales infestados por primera vez desarrollan inmunidad parcial a reinfecciones, la cuál se manifiesta con una menor producción de huevos y por ende una baja en la población de ácaros. Desafortunadamente, como sucede en

las infecciones parasitarias, la inmunidad se expresa clínicamente como un proceso hipersensible que ocasiona una dermatitis inmunológica.

- El contagio se produce fundamentalmente por vía directa, mediante el contacto con animales enfermos e indirectamente, a través de vectores inanimados (fibra desprendida, utensilios de esquila, etc.) y cuando usan los revolcaderos.

La enfermedad es de carácter estacional, observándose una mayor contagiosidad, extensión y gravedad de las lesiones durante la primavera-verano, en que se dan las mejores condiciones (temperatura y humedad) para el desarrollo del parásito. Adquiere una especial difusión, cuando se producen brotes durante la parición, por el contagio de madres a crías. Durante el otoño e invierno, la enfermedad se mantiene en forma latente, subclínica, existiendo pequeñas poblaciones corporales de ácaros en lugares protegidos de los rayos solares y de alta humedad, como pliegues inguinales, entrepiernas, orejas y fosas infraorbitarias (Guerrero y Col, 1979).

2.8. Fisiopatología.

De los dos tipos de sarna reportadas en camélidos, la sarcóptica es la más patógena para los animales y en consecuencia es la que mayores pérdidas económicas ocasiona en la ganadería familiar campesina. Durante la fase aguda, hay irritación, inflamación y exudado seroso, que al secarse, forma verdaderas costras quebradizas y muy dolorosas para el animal. Todo esto causa un escozor intenso que induce al animal a rascarse fuertemente con los miembros posteriores y con la boca (Roque, 1987).

En la fase crónica, las lesiones son muy duras y secas, con una piel costrosa, que ocasiona en el animal un caminar tenso (Guerrero y Alva 1986). En general, los animales se manifiestan inquietos y no se alimentan bien, lo que se traduce en una baja de su condición corporal que puede conducir a la muerte. Cuando la sarna se localiza en las orejas, puede conducir a una otitis secundaria purulenta que suele taponar el oído. La sarna psoróptica es menos patógena y de menor importancia económica.

Dependiendo de la localización de las costras, las repercusiones en la producción animal según Rojas (1980) son las siguientes: a) en las axilas y entre piernas, dificulta caminar; b) en los labios, dificulta comer el pasto, lo cuál es un inconveniente para la alimentación, ya que no cosecha la cantidad necesaria de alimento por día y c) en el escroto, altera la fertilidad.

2.9. Diagnóstico.

Según Roque (1987), es relativamente sencillo establecer el diagnóstico en un rebaño sarnoso, para lo cuál, existen dos formas de averiguarlo. Un diagnóstico clínico en el animal vivo consiste básicamente en la inspección de los signos y lesiones que conducen a dar una idea aproximada sobre el tipo de sarna y el probable agente causal, mientras que la investigación de ácaros en el laboratorio permite confirmar o corregir el diagnóstico inicial.

2.9.1. Clínico.

Existe un signo característico que permite detectar la presencia de sarna en un animal; todo animal que se rasca, frota, muerde y además presenta costras en la piel, puede ser

considerado como supuesto sarnoso. Cualquier lesión a nivel de axilas, entrepiernas, partes sin fibra, en general debe suponerse como sarna sarcóptica, y cualquier lesión a nivel de la piel cubierta de fibra generalmente como sarna psoróptica. En todos estos casos, el exámen de laboratorio es el único medio auxiliar que puede confirmar el diagnóstico clínico (Roque, 1991).

2.9.2. Parasitológico.

Este examen se realiza para confirmar o modificar el diagnóstico clínico inicial e identificar la especie de ácaros causante de la enfermedad. Se hace un raspado de la piel afectada, con preferencia de la zona periférica de las lesiones agudas tratando en lo posible de ingresar a las capas profundas de la epidermis hasta obtener las costras, material que interesa para el caso. A partir de éste momento, es posible confirmar la presencia de ácaros, ya sea en el campo mismo o en el laboratorio. Un método práctico en campo, consiste en exponer al sol el raspado obtenido por unos segundos, los ácaros comienzan a moverse como una especie de pequeños puntos blanco-grisáceos desplazándose de un sitio a otro (Roque, 1987).

Con la ayuda de una lupa simple, se evidencia mejor esta observación. Cuando no es posible hacer ésta operación, las muestras del raspado pueden enviarse al laboratorio preferentemente en formol al 10% (Guerrero y Alva, 1986). Las costras deben ser maceradas con hidróxido de potasio (KOH) al 10% que disuelve todo el material orgánico de la costra, excepto al ácaro, sometiéndolos posteriormente a flameo de fuego lento por cinco minutos o al medio ambiente por 24 horas, permitiendo observarlos nítidamente (Leguía, reportado por Novoa y Flores 1991).

2.10. Cultivo *in vitro* de *Sarcoptes scabiei*.

Sanchez (1986), describe un medio de cultivo para estudiar el ciclo de vida de los ácaros. Se coloca en una caja petri papel filtro, empapado en suero fisiológico 7.5% el cual proporciona la humedad necesaria de 80%. Los ácaros obtenidos por raspaje de costras son depositados en placas petri en un número aproximado de 200 para luego introducirlos en una estufa a 16°C en el cual se incubarán los ácaros durante un mes. Una anza de pluma permite manipular los ácaros durante la incubación.

Con este método se observó los siguientes resultados:

Huevos	:	Eclosionaron entre	4 a 8 días
Larvas	:	Duraron y mudaron en	4 a 5 días
Ninfas	:	Duraron y mudaron en	6 a 8 días
Adultos	:	Duraron y ovopositaron	4 a 5 días

El ciclo total de los sarcoptes tuvo una duración de 18 a 26 días, tal como lo demostró Zavaleta (1982).

3. Tratamiento de la sarna.

Según Leguía, reportado por Novoa y Flores (1991), el tratamiento de la sarna se realiza mediante el uso de una gama de ectoparasiticidas de uso: topical, baños, espolvoreo y sistémica. Cualquiera que sea el medicamento y el tratamiento

a utilizar, debe tenerse en cuenta las siguientes recomendaciones:

- Tratamiento de todos los animales.
- Utilización de las concentraciones y dosis adecuadas.
- Conocimiento del poder residual del medicamento.

3.1. Productos químicos acaricidas.

3.1.1. Organoclorados.

Toxafeno, aldrín, dieldrin, lindano que actúan por contacto y volatilización, actualmente prohibidos en muchos países, excepto el lindano y el toxafeno, debido al efecto residual por su acumulación en los tejidos grasos de los animales tratados, lo que constituye un peligro para la salud humana y contaminando el medio ambiente por su prolongada biodegradación (Leguía, en reporte de Novoa y Flores, 1991).

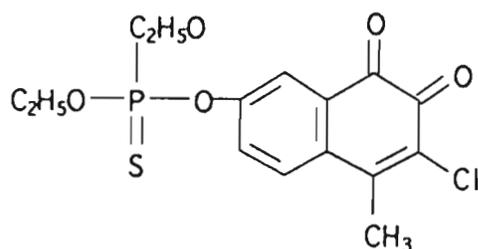
3.1.2. Organofosforados

Triclorfón, fosmet, diazinón y coumafós que actúan por contacto e ingestión. No se acumulan en los tejidos ni persisten por largo tiempo en el ambiente. Sin embargo, en las dosis recomendadas son medianamente tóxicas, por lo que se debe tomar precauciones durante su aplicación. El Coumafós es un producto químico de uso veterinario para combatir garrapatas y demás parásitos externos, entre ellos los ácaros (Nuñez *et. al.*, 1982; Merck, 1988 y Bayer, 1991). Los mismos autores demostraron en el campo las propiedades acaricidas del Coumafós en diferentes especies de ácaros.

Las características de este acaricida son las siguientes:

Nombre comercial	:	Asuntól
Laboratorio	:	Bayer
Nombre químico	:	0,0-dietil-(3 cloro-4 metil-7 cumarinil) fosforotiato.

Fórmula estructural :



Fórmula empírica : C₁₅ H₁₆ O₅ Cl P S

Solubilidad : Prácticamente insoluble.

Formulación : 20% p/v del líquido emulsionable 50%
p/p polvo mojable.

Dosis recomendada: Líquido emulsionable pie de baño:
0.03% Reposición y refuerzo 0.06%.

Polvo mojable : Pie de baño: 0.08% y reposición y
refuerzo 0.01%.

Toxicidad : LD50 Oral aguda en ratas; 61.5 mg/kg
LD50 Dérmica aguda en conejos; baja
LD50 Bovinos; no hay datos.
LD50 Llamas; no hay datos

3.1.3. Piretroides sistémicos.

Cypermctrina y deltametrina, actúan por contacto e ingestión, siendo de alta seguridad tanto para animales como usuarios. Tienen prolongada acción residual (40 días) y no se acumulan en los tejidos ni en el medio ambiente (Leguía, reportado por Novoa y Flores, 1991).

3.1.4. Ectoparasiticidas de acción sistémica.

La única conocida en el mercado, evaluada con resultados satisfactorios, es la Ivermectina que aplicada subcutáneamente, elimina la sarna en un lapso de 30 días (Guerrero y Alva, 1986).

3.2. Productos acaricidas tradicionales.

Las plantas son promisorias fuentes de nuevas drogas. Se espera que muchas de ellas sean desarrolladas en el futuro, pero esto será posible sólo si hay una estrecha colaboración entre botánicos, farmacólogos y químicos de productos naturales. Es frecuente observar en la literatura, ensayos biológicos hechos con extractos crudos de plantas en los que se evidencia que los profesionales químicos no han estado involucrados; por otro lado, un número bastante grande de plantas tienen interesantes efectos biológicos y han sido muchas veces estudiados desde el punto de vista puramente químico, aislando de estas plantas varios compuestos; sin embargo, el agente activo permanece todavía sin descubrir (Lock de Ugaz, 1988).

El mismo autor, indica que en Estados Unidos hasta 1973, el 25% de las prescripciones médicas contenían principios derivados de plantas, además, la concentración del principio activo comprendido dentro de los llamados Productos Naturales o Metabolitos Secundarios (compuestos químicos de estructura relativamente compleja) en las plantas es pequeña y varía generalmente de 0.1 a 2.0 %, en otros casos menor que 0.01%.

Mamani (1989), hizo un seguimiento por vía oral y topical de diferentes enfermedades, con tratamientos en base a productos caseros. El 100% de animales tratados en forma

oportuna se recuperaron totalmente, integrándose nuevamente éstos animales al proceso productivo del rebaño alpaquero. Asimismo, indica que el 80% de las familias utilizan los productos andinos tradicionales con el nombre de remedios caseros, los que están preparados en base a hierbas y otros elementos del medio.

3.3. Tratamiento topical *in vivo* y por contacto *in vitro* con extractos de plantas.

3.3.1. Tarwi (*Lupinus mutabilis*).

Muñiz (1982), utilizó los residuos del desamargado del tarwi en tratamiento de la sarna de alpacas. La mejor efectividad lograda fue cuando se aplicó por el sistema de aspersión, pues a los cinco días ya no se observaba ningún ácaro vivo; en cambio los animales con tratamiento topical, mantenían aún ácaros vivos entre el primero y quinto día; principalmente en las zonas marginales (contornos de las lesiones). No se conoce el mecanismo de acción del desamargado de tarwi, pero se cree que los alcaloides actúan por contacto. De los nueve alcaloides identificados, la Asparteína fué la más abundante.

Por otro lado Avila et. al. (1985), reporta que el desamargado del tarwi obtenido en alcohol y utilizado al 6% obtiene mejores resultados que otros acaricidas. Las alpacas tratadas de esta manera, sanaron rápidamente. Por consiguiente, constituye una alternativa muy importante en el control de la sarna.

3.3.2. Muña (*Minthostachis glabrecens*, Epl.).

Hervé (1981), citó los posibles usos de los aceites esenciales de muña que son los siguientes: control del gusano de papa, del maíz, babosa del cultivo de hortalizas, piojo del repollo y parásitos externos del ganado; sobre todo piojos y pulgas.

Caballero (1982), realizó ensayos preliminares del uso del aceite esencial de muña en el control de *Sarcoptes scabiei* var. suis, procediendo de la siguiente forma: previa identificación de los ácaros los cuales son microscópicos, ésta tarea de recolección y contaje fué un tanto dificultosa, motivo por el cual, el número de individuos solo fué de cinco, con cuatro tratamientos:

- Trat. 1** Cinco ácaros en placa abierta con una gota de aceite de muña.
- Trat. 2** Cinco ácaros en placa abierta con una gota de solución acuosa pH 7.5 y aceite de muña al 5%.
- Trat. 3** Cinco ácaros en placa abierta con una gota de solvente a agua y aceite 13:6:13.
- Trat. 4** Cinco ácaros en placa abierta con una gota de agua corriente.

Hubo una mortalidad del 100% en los tres primeros tratamientos en un tiempo de dos a siete minutos y no así en el control.

El mismo autor, recolectó *Melophagus ovinus* (Falsa garrapata) para probar el aceite esencial de muña; formando dos lotes de 10 parásitos en una placa petri cerrado, sosteniendo como base papel filtro (lote testigo) y otra con papel filtro más una gota de aceite de muña. En la evaluación

del primer lote a las seis horas se mantuvieron vivos, el segundo a los 12 minutos murieron el 100%.

Caballero (1983), investigó el uso del aceite de muña en el control de sarna en alpacas, con resultados favorables a los 30 días de aplicación topical. Ugarte, *et.al.* (1983) por su parte, sostiene que si bien es cierto que la muña en forma natural tiene infinidad de usos, el aceite esencial de la misma es mucho más efectivo:

- Como acaricida en el tratamiento de la sarna en humanos.
- En el tratamiento de la sarna y piojos en camélidos, ovinos y porcinos.
- Como garrapaticida del oído en vacunos y ovinos.
- En el control de parásitos internos en ovinos.
- Como acaricida en pruebas *In vivo* é *In vitro* experimentados en porcinos.

3.3.3. Amakari (*Bocconia integrifolia*).

Sanchez (1988), realizó pruebas acaricidas *in vitro* é *in vivo*, utilizando los extractos de la planta (Amakari), en concentraciones de 50 y 100%; para la prueba *in vitro* separó ácaros sarcóptes en placas petri previamente preparadas con extractos para cada concentración. Fueron evaluadas a intervalos de 12 horas, con resultados de 52 y 86% de mortalidad respectivamente. Para la prueba *in vivo* utilizó 10 alpacas con lesiones moderadas y graves, los cuales recibieron un tratamiento topical con dos repeticiones de 8 a 30 días pos-tratamiento con concentraciones de 50 y 100%. Los resultados fueron 100 y 70% de efectividad para la primera concentración en lesiones moderadas y graves y 100% de efectividad para la segunda concentración en ambas lesiones.

3.3.4. Otras plantas.

San Martín (1977), reporta algunas hierbas para el tratamiento de parásitos:

- Cebadilla (*Schenocaulon officinale*), contiene Veratrina, un alcaloide que actúa en uso externo como antiparasitario.
- Estafiragria (*Dolphinsium stafiragria*), contiene varios alcaloides: Delfinina, muy tóxica; Delfinina dos veces más tóxica y la Delfinoidina, menos tóxica, también como ectoparasiticida.

Preston (1958), reportado por Sánchez y Bustinza (1985) relata, que en las haciendas alpaqueras, la sarna era curada con mezclas de barbasco en polvo, azufre, sal de soda y petróleo.

Todos los tratamientos reportados por diferentes autores, han logrado tener sus efectos positivos tanto para el hombre como los animales. Sus aplicaciones se remontan a tiempos inmemoriales (Sánchez y Bustinza, 1985); lamentablemente con la aparición de antisárnicos químicos, toda esta práctica relatada ha quedado como reporte, sin un seguimiento ni investigación posterior (Roque, 1991).

3.4. Estudios etnobotánicos de la ch'illca.

La t'hola es un término genérico referido a una variedad de arbustos resinosos (*Parastrephia*, *Baccharis*, y otros), que caracteriza el paisaje desolado del Altiplano. En algunas regiones, los t'holares son agrupaciones de magnitud apreciable y de una altura que pasa de un metro. Antes de la generalización del uso del kerosene, las ciudades de La Paz

y Oruro como las capitales de sus provincias utilizaron la t'holca enfiada y aprensada, como un combustible de primera clase (Cárdenas, 1989).

3.5. Estudios biológicos del género *Parastrephia*.

- Se han probado los extractos clorofórmico, etanólico y acuoso de la ch'illca (*P. lucida*) en *Trypanosoma cruzi* (Cepa Tula), que causa la enfermedad de chagas en humanos; también en *Leishmania braziliensis* (Cepas 2903), que existe en Bolivia y causa la leishmaniasis cutánea mucosa; en *Leishmania amazonensis* (Cepas H142) que causa la leishmaniasis cutánea difusa y por último en *Leishmania guyanensis* (Cepas 4147) que causa la leishmaniasis cutánea, estos dos últimos en el Brasil. La dosis aplicada fue de 100 microgramos/ml, a poblaciones de *T. cruzi* de 5.0×10^6 parásitos/ml; Lbb 3.4×10^6 parásitos/ml; Lma 8.5×10^6 parásitos/ml y Lbg 19.2×10^6 parásitos/ml, dando como resultado positivo solamente el extracto clorofórmico (Sauvain, 1991).
- Monteny 1991, realizó otra prueba con los extractos clorofórmico y acuoso, fue sobre la piojera en humanos, con dosis diferentes de 1g/20ml; 1g/40ml y 1 gr/100ml, los resultados fueron negativos para los dos extractos.
- Cinco especies del género *Parastrephia* están distribuidas en el norte de Chile. Solamente la *P. lepidophylla* de origen boliviano ha sido químicamente examinada; que contiene 5,7-Dihidróxi-3,8,3',4'- tetra metoxi Flavona y también la identificación de escopoletina, umbelliferona y p-cumaroiloxi tremetona, compuestos también aislados de la *P. quadrangularis* (Loyola, Naranjo y Morales, 1984).

Posteriormente fueron estudiadas químicamente especies de los cuales se aislaron varios compuestos, 18 de los cuales fueron ensayados en la enfermedad de Chagas, cuatro de ellas tuvieron un fuerte efecto triponocido, las especies de las que se aisló son: *P. quadrangularis*, *Baccharis boliviensis* y *Senecio graveolens* (Gonzales, Pereira y Estrada, 1986).

MATERIALES Y METODOS

1. Medio experimental.

El presente trabajo de investigación se realizó en las provincias de Sajama, Sur Carangas del departamento de Oruro (fig.5); y en la ciudad de La Paz entre Septiembre-90 y Mayo-91. En Sajama, se tomó en el cantón Turco, donde se experimentaron en las comunidades de Llallahuilla y Jantacollo, probándose las propiedades de la ch'illca con extractos obtenidos en forma tradicional.

En Sur Carangas, en el cantón de Orinoca, donde se experimentó en las comunidades de Lloq'o y Calavillca probándose los extractos obtenidos en laboratorio.

En la ciudad de La Paz, en el laboratorio del IBBA, se realizaron las pruebas acaricidas *in vitro* para confirmar los resultados obtenidos en campo; además algunas pruebas complementarias como el análisis fitoquímico de toxicidad y la identificación de la ch'illca.

1.1. Zona Turco.

Alzérreca y Rico (1987), señalan las siguientes características para la zona:

- La localidad de Turco pertenece a la segunda sección de la provincia Sajama del departamento de Oruro, ubicado dentro de las coordenadas 17° 57' de latitud sur y 68° 15' de longitud oeste.

E 1: 2 500 000
Superficie: 53 588 Km²

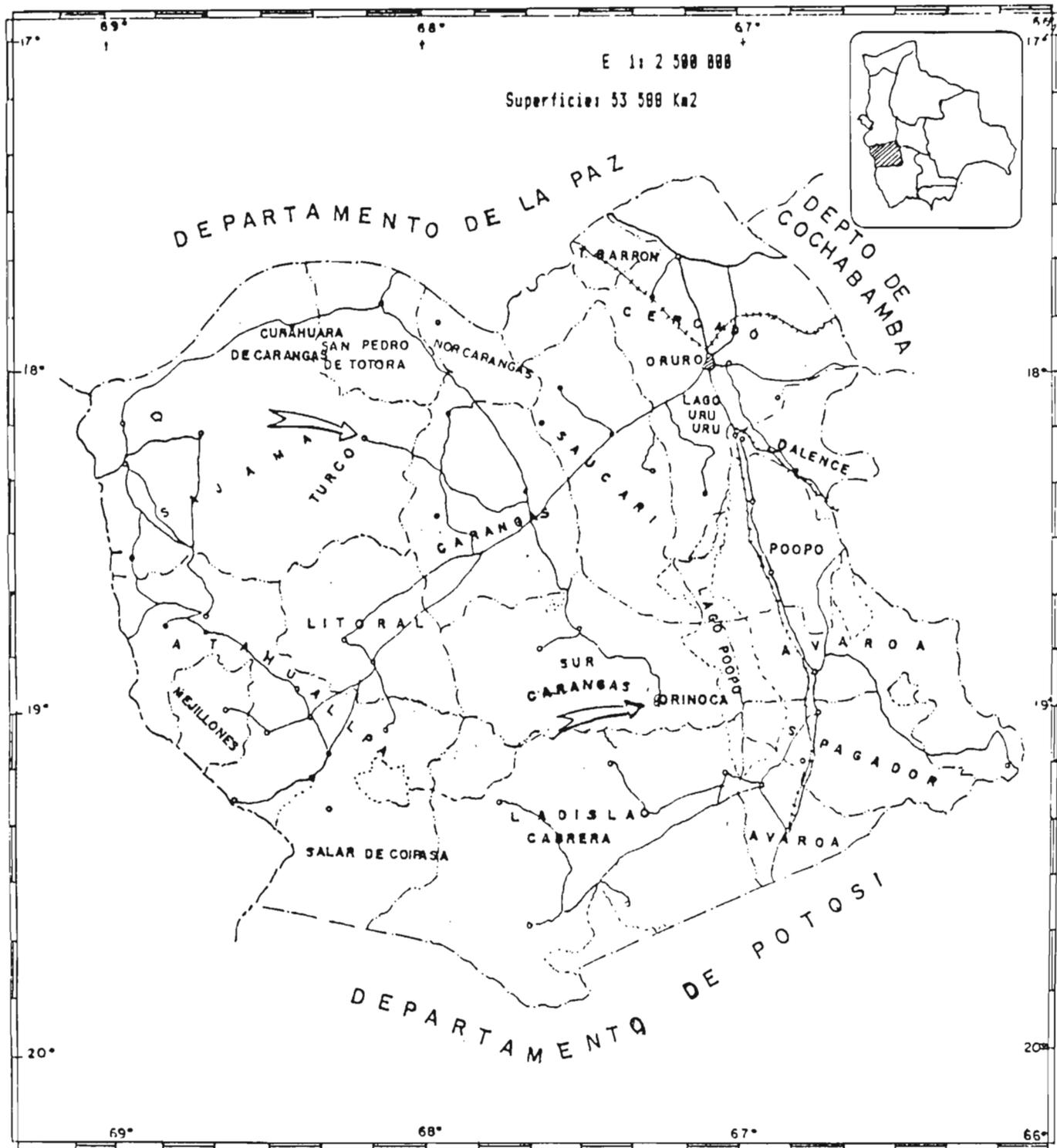


FIG. 5 UBICACION DEL AREA DE ESTUDIO
Departamento de Oruro
(Fuente: INE, 1992)

- Altura 4 000 msnm; suelos de origen volcánico, generalmente livianos, con relieve irregular (montañas, laderas y pampas), con erosión eólica e hídrica evidentes, de capa freática muy variable.
- El clima es semiárido, con una temperatura media anual de 10.5°C, con máxima de 18°C y mínima de -14°C; la precipitación pluvial anual es de 300 mm distribuidas de diciembre a marzo, presentando granizo en cualquier época del año y 180 a 200 días de heladas/año.

1.2. Zona Orinoca.

Según datos de CORDEOR (1986), las características de la zona de Orinoca son las siguientes:

- La localidad de Orinoca pertenece a la provincia Sur Carangas del departamento de Oruro, ubicado entre las coordenadas 18° 58' de latitud sur y 67° 15' de longitud oeste. a una altitud de 3 970 msnm.
- Presenta una topografía accidentada con algunas planicies circundantes. Los suelos son pobres en materia orgánica, se caracterizan por ser francos y franco arenosos, salinas y claros, de escaso valor como suelos agrícolas, por la presencia de sulfatos y cloruros de sodio, calcio, magnesio, potasio, así como carbonatos de sodio.
- El clima es frío, con una temperatura máxima de 12°C y mínima de -11°C; la época de lluvias se presenta de diciembre a marzo con una precipitación anual de 437 mm y con 264 días de heladas/año.

2. Material experimental.

El material utilizado en campo fue el siguiente:

- 52 llamas infestadas con sarna,
- Extractos de ch'illca en concentraciones de 72g/l, 145g/l y 217g/l,
- 500 g de Coumafos,
- 1 000 ml de cloroformo,
- 1 000 ml de alcohol 70°,
- 500 g ch'illca sin moler,
- 500 g ch'illca finamente picada,
- 500 g planta molida,
- Extractos clorofórmico, etanólico y acuoso,
- 1 000 ml de alcohol 95°,
- 500 ml de DMSO (dimetil sulfóxido).

Y en laboratorio se usaron:

- Acaros del género *Sarcoptes*,
- 4.76 g de extracto clorofórmico,
- 4.76 g de extracto etanólico,
- 5.225 g de extracto acuoso,
- 20 ml de cloroformo (INQUIBOL),
- 20 ml de alcohol 95°,
- 20 ml de agua,
- 4 ml de suero fisiológico al 9%,
- 4 ml de Dimetil sulfóxido.

3. Metodología.

Se seleccionaron 52 llamas clínicamente enfermas con sarna sarcóptica y positivas al exámen parasitológico externo, distribuidos en dos grupos: 32 en Turco y 20 en Orinoca.

Se utilizaron llamas de colores variados, edades entre uno a ocho años, tanto machos y hembras. (Leguía, reportado por Novoa y Flores 1991), asevera "clínicamente la sarna no escoge edad, color, ni sexo, sino afecta indistintamente a estos animales".

4. Unidades experimentales.

Las 32 llamas seleccionadas en Turco, se distribuyeron en cuatro grupos de ocho llamas, con el fin de ver el efecto del extracto de ch'illca obtenido tradicionalmente. Las otras 20 llamas seleccionadas en Orinoca, se distribuyeron en cuatro grupos de cinco llamas, para experimentar los efectos de los extractos obtenidos en laboratorio.

5. Obtención del extracto de ch'illca.

5.1. Método tradicional.

Este método consiste en extraer de la parte foliar de la ch'illca fresca su contenido vegetal, como una especie de zumo, para el cual se procedió de la siguiente forma:

Se molturaron 2.5, 5.0 y 7.0 kg de ch'illca para hervir en 7.5, 7.5 y 7.0 lt de agua respectivamente, durante 2 hr.

Teniendo estas cantidades sin precisar las concentraciones para la primera prueba tradicional. En laboratorio se obtiene el dato exacto de extracción de 500 gr de planta se obtiene 75 gr de extracto puro. Con este dato se pudo realizar los cálculos y tener las concentraciones exactas de extracto para la prueba tradicional. El procedimiento es de la siguiente manera:

La cantidad de agua resultando de la ebullición de 2.5 kg de planta más 7.5 litros de agua durante dos horas es de 4.925 litros.

Además el porcentaje de humedad es de 5% (Anexo II).

$$\begin{array}{r} 2\ 500\ \text{g} \text{ ----- } 100\% \\ x \text{ ----- } 95\% \\ x = 2\ 375\ \text{gr de Materia Seca} \end{array}$$

$$\begin{array}{r} 0.5\ \text{kg} \text{ ----- } 75\ \text{g de extracto puro} \\ 2,375\ \text{kg} \text{ ----- } x = 356.25\ \text{gr de extracto puro} \end{array}$$

Entonces la relación peso/volumen se tiene:

$$P/V = 356.25\text{g}/4.925\ \text{l} = 72\ \text{g/l}$$

Igualmente para la segunda concentración

$$\begin{array}{r} 5\ 000\ \text{g} \text{ ----- } 100\% \\ x \text{ ----- } 95\% \\ x = 4\ 750\ \text{g MS} \end{array}$$

$$\begin{array}{r} 0.5\ \text{kg} \text{ ----- } 75\ \text{g extracto puro} \\ 4.750\ \text{kg} \text{ ----- } x = 712.5\ \text{g de extracto puro} \end{array}$$

$$P/V = 712.5\ \text{g}/4.925\ \text{l} = 145\ \text{g/l}$$

Finalmente para la última concentración se tiene:

$$7.5\ \text{l} \text{ ----- } 4.925\ \text{l residuo post-ebullición}$$

$$7.0\ \text{l} \text{ ----- } x = 4.597\ \text{l}$$

$$\begin{array}{r} 7\ 000\ \text{g} \text{ ----- } 100\% \\ x \text{ ----- } 95\% \\ x = 6\ 650\ \text{g de MS} \end{array}$$

$$\begin{array}{r} 0.5\ \text{kg} \text{ ----- } 75\ \text{g Extracto puro} \\ 6,650\ \text{kg} \text{ ----- } x = 997.5\ \text{g de Extracto puro} \end{array}$$

$$P/V = 997.5/4.597 = 217\ \text{g/l}$$

5.2. Método de laboratorio.

5.2.1. Extracto clorofórmico.

Se utilizó 500 g de la parte foliar de la ch'illca, secado en estufa a 45°C de temperatura durante 48 hr, se agrega una cantidad suficiente de cloroformo; macerando por un tiempo de uno a 2 hr aproximadamente para luego someter el extracto filtrado a destilación bajo presión reducida dentro de un evaporador rotativo a una temperatura de 35°C. El producto obtenido fué 170 g de un extracto viscoso de color anaranjado, consistencia melosa y un olor "*sui generis*"; esta cantidad de extracto representa un 34% del total de ch'illca.

5.2.2. Extracto etanólico.

Este extracto se obtuvo mediante la triple maceración de 500 g de ch'illca secado en estufa, con cantidad suficiente de alcohol 70%, por un tiempo de 24 hr para cada maceración, (total 72 hr); para luego ser sometido a la destilación a presión reducida dentro de un evaporador rotativo a una temperatura de 45°C. El producto obtenido fué 150 g de extracto líquido viscoso de color amarillento, de consistencia melosa y de olor "*sui generis*"; esta cantidad de extracto obtenido representa un 30% del total empleado.

5.2.3. Extracto acuoso.

Por último para el extracto acuoso se utilizó 500 g de ch'illca secada en estufa, molida y sometida a cocción en 2 lt de agua durante un tiempo de 2 hr, posteriormente filtrado, congelado y sometido a liofilización. El producto obtenido fué 75 g de polvo cristalino de color amarillo, soluble en agua de olor "*sui generis*"; esta cantidad de

extracto obtenido representa un 15% del total empleado.

6. Tratamientos antisárnicos.

6.1. Aplicación del extracto tradicional.

Esta forma de extracto se aplicó topicalmente en tres grupos de llamas enfermas con sarna. Al primer grupo se aplicó el 72g/l, al segundo el 145g/l y al tercero el 217g/l de concentración respectivamente, el cuarto grupo se destinó al control con coumafos 50% con una concentración de aplicación del 0.25%, recomendada por la firma comercial.

El volumen de extracto utilizado para la aplicación se efectuó en relación directa a la superficie y gravedad de la lesión, como 250, 500 y 1 000 ml aplicados indistintamente para cada grupo. Se realizan un total de tres aplicaciones a intervalos de 7 días evaluando al mismo tiempo la efectividad del tratamiento. La evaluación final de los resultados fué al día 21 y/o 30 días después de la primera aplicación, tomándose en cuenta la cicatrización y la renovación del epitelio lesionado.

6.2. Aplicación de los extractos obtenidos en laboratorio.

Estas formas de extracto se aplicaron también topicalmente en tres grupos de llamas enfermas con sarna. Al primer grupo se aplicó el extracto clorofórmico, al segundo el etanólico y al tercero el acuoso en concentraciones de 75 mg/ml, el cuarto grupo se destinó al control con coumafos al 50%, con una concentración de aplicación del 0.25%. En los cuatro casos se ha aplicado solamente en un área parcial de la piel con sarna, quedando el resto como control.

Asimismo, para todos los casos se hizo una segunda repetición a los 7 días, tomando en cuenta la cicatrización y la renovación del epitelio lesionado.

6.2.1. Extracto clorofórmico.

Se utilizó 22.5 g de extracto clorofórmico solubilizado en 300 ml de dimetil sulfóxido (DMSO) para obtener la concentración final de 75 mg/ml. Este preparado se ha aplicado en cinco llamas en una superficie epitelial lesionada de 120 cm²/por animal y con un volumen de 60 ml/por animal.

6.2.2. Extracto etanólico.

Se mezclaron 15 g de extracto con 200 ml de alcohol 90% para obtener una concentración de 75 mg/ml, aplicando en cinco llamas en una superficie de 80 cm² por animal, con un volumen de 40 ml por animal.

6.2.3. Extracto acuoso.

Finalmente se solubilizó 36 g de extracto acuoso en 480 ml de agua para obtener 75 mg/ml de concentración, aplicando en cinco llamas, a una superficie de 192 cm² por animal, con un volumen de 96 ml por animal.

6.2.4. Testigo.

Para el control se utilizó la dosis recomendada de Coumafos aplicada en cinco llamas a una superficie de 192 cm² de lesiones por animal, con un volumen de 200 ml por animal.

7. Pruebas acaricidas *In vitro*.

Esta etapa de evaluación se realizó en el laboratorio de Farmacognosia del Instituto Boliviano de Biología de la Altura (IBBA), con la finalidad de confirmar los resultados obtenidos. El proceso consiste en someter por contacto una población definida de ácaros vivos a la acción de los extractos en estudio, por un determinado tiempo, bajo condiciones controladas de humedad y luz, pero a temperatura ambiental, para evaluar la mortalidad de ácaros. El procedimiento fue el siguiente:

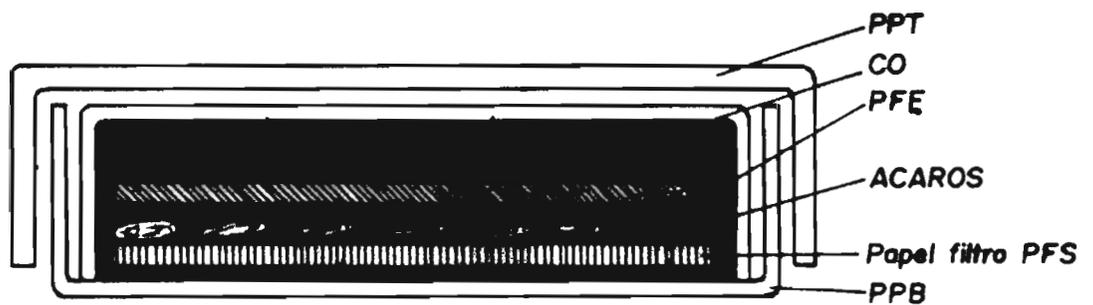
Se han preparado 10 placas Petri; nueve para probar los resultados de los extractos clorofórmico, etanólico y acuoso en concentraciones de 0.01, 0.02 y 0.06 g/ml respectivamente y una placa para control.

En la base de cada placa Petri (excepto en la última), se colocó una lámina de papel filtro empapado con suero fisiológico al 9 g/l, para proporcionar humedad aproximada del 75%. Encima del papel filtro humedecido de cada placa se ha colocado 20 ácaros adultos; el contaje ha sido posible, utilizando un estereoscopio y pinzas especiales (fig. 6).

La evaluación de resultados se realizó hasta las 56 hr con intervalos de 12 hr promedio, haciendo un total de cinco observaciones para la prueba, reportándose la efectividad en porcentaje.

8. Pruebas acaricidas *in situ*.

Esta prueba se realizó en laboratorio, utilizando pieles de llama con sarna, beneficiada de inmediato, para evaluar *in situ* las propiedades acaricidas de la ch'illca en las tres



- PPT : Tapa de la Placa Petri
 CO : Cámara Oscura
 PFE : Papel Filtro con Extracto de Ch'illca
 PFS : Papel Filtro con Suero Fisiológico
 PPB : Base de la Placa Petri.

FIG. 6 PRUEBA DE CONTACTO *In vitro*
 (fuente: Propio del autor)

formas de extracto a una concentración dada de 60 mg/ml. Se diseccionaron seis fragmentos de 4 cm² de piel con sarna, de los cuales se aplicaron los diferentes extractos en prueba. Como testigos se utilizaron el DMSO y suero fisiológico, con la finalidad de detectar cualquier efecto de estos sobre los ácaros.

Los resultados fueron expresados en términos porcentuales, con dos lecturas diarias durante cinco días de observación. Además se efectuó un conteo aproximado de ácaros en sus diferentes estadios de desarrollo presentes en las costras preparadas en pequeños bloques de un centímetro cúbico.

9. Prueba de toxicidad.

Esta prueba se realizó con extracto clorofórmico diluido en DMSO, a una dosis de 2.0, 1.0, 0.5 y 0.25 g/kg de peso vivo, como control solamente DMSO. En esta prueba, se utilizaron 50 ratones con 18 a 22 g de peso vivo divididos en cinco grupos de 10 animales. A cada ratón se inyectó subcutáneamente 1.2 ml de dilución. La evaluación se realizó a los 30 min finalmente a las 24 hr.

10. Análisis fitoquímico de la ch'illca.

Se han realizado siete pruebas diferentes para determinar los componentes químicos tales como alcaloides, saponinas, quinonas, esteroides, terpenos, flavonoides, todos estos conocidos como metabolitos secundarios (Anexo III). Para el análisis, se ha utilizado la parte foliar de la ch'illca, libre de humedad y finamente molida.

10.1. Prueba de Alcalóides.

Un gramo de ch'illca en polvo se macera en ácido clorhídrico al 3%, luego se filtra. Este filtrado se divide en tres tubos. Al primer tubo se agrega tres gotas de reactivo Meyer, al segundo tres gotas de reactivo Dragendorff, y al tercero no se añade ningún reactivo. Este último sirve para control.

La prueba resulta positiva si el filtrado presenta precipitación y negativa cuando no lo hay. La presencia de proteínas también puede provocar precipitación, la misma que debe descartarse lavando el precipitado con alcohol absoluto. Los alcaloides son solubles en etanol.

10.2. Prueba para Saponina.

Se preparó una infusión de ch'illca: 2 g de este material molido (polvo) en 40 ml de agua destilada hirviente, se deja reposar por una hora y se filtra. Vertir 15 ml del filtrado en un tubo y agitar durante 10 seg, para hacer espuma. Inmediatamente se mide la altura de la espuma; este dato corresponde al tiempo "cero". Dejar el tubo en reposo, esperar 10 min y volver a medir. Los resultados se interpretan por la presencia o no de espumas, mediante una tabla patrón.

Cuadro 3. Tabla patrón de la prueba de saponina.

	C e n t i m e t r o s			
	Espuma 0	1	3	6
Espuma				
Líquido	Interp. -	+	++	+++

Fuente: Laboratorio del IBBA.

10.2. Prueba para Quinonas.

Se macera un gramo de polvo de ch'illca con 10 ml de eter-etílico por 3 hr. Se toma un pequeño volumen de macerado, se añade cuatro gotas de hidróxido de sodio al 4% y se agita. Una coloración rojo violeta significa presencia de quinonas y para diferenciarlos se procede a la verificación mediante la reacción de Brissemoret y Combes, que consiste en agregar 2 ml de alcohol, tres gotas de acetato de níquel al 5%. Una coloración azul reporta como benzoquinonas, el rojo antraquinonas y el violeta naftoquinonas.

10.3. Prueba para Esteroides y Terpenos.

En tres vidrios reloj se toman tres volúmenes de macerado en éter etílico: Al primero se agrega tres gotas de éter etílico, al segundo dos gotas de anhídrido acético más una gota de ácido sulfúrico y al tercero una gota de ácido sulfúrico (reacción de Liebermann Burchard). Una coloración verde reporta positivo a esteroides, la roja como terpenos y la azul como carotenoides.

10.4. Prueba para Cardenoides.

Un gramo de ch'illca en polvo, se macera con 10 ml de alcohol 50° durante tres horas. En un vidrio de reloj se coloca un volumen de macerado en alcohol 50°. Se añade reactivo de Kedde (ácido 3-5 dinitro benzoico), cuando aparece color rojo a violeta, significa positivo caso contrario contienen cuerpos como los quinones que se colorean en rojo en medio alcalino. Para verificar en otro vidrio se coloca la solución etanólica más hidróxido de potasio y no debe presentar la coloración.

10.5. Prueba para Flavenoides.

En un vidrio de reloj se coloca una cantidad de extracto etanólico de ch'illca. Se diluye con unas gotas de alcohol, amoniaco, vanillina, cloroformo y luego se gotea en papel filtro. Se deja por 14 hr, después se pulveriza con ácido sulfúrico y se observa en rayos ultravioleta. Un color amarillo intenso indica la presencia de heterósidos de flavonoides.

10.6. Cromatografía en placa de capa fina.

Esta prueba se realizó para separar los diferentes componentes de la planta, descritos en los puntos anteriores.

En una dimensión de 2 x 12 cm de placa analítica se mide una distancia de 1.7 cm a partir de uno de los extremos de la misma, se colocó una gota de extracto clorofórmico diluido y se introduce verticalmente a una cámara de cromatografía que contiene una solución poco polar (50 ml de cloroformo más 50 ml de acetato de etilo destilado). La muestra no debe estar en contacto con esta solución. Se espera un tiempo prudencial y luego se saca. La lectura se realiza a través de rayos ultravioleta. Posteriormente se pulveriza con vanillina al 1%, se deja secar y se vuelve a leer con los rayos ultravioleta. La posición y color de los componentes es una referencia para su identificación.

RESULTADOS

1. Identificación de la Ch'illca

Existe mucha confusión en la identificación botánica de esta planta, más aún en el nombre vernacular. Según Engler (1964), citado en la revista del Instituto de Ecología (1985), clasifica taxonómicamente a las *Parastrephia* de la siguiente manera:

Reyno	:	Vegetal
Sub reino	:	Embryophyta
División	:	Angyosperma
Clase	:	Dicotyledonea
Orden	:	Campanulada
Familia	:	Compuesta
Sub familia	:	Asteracea
Tribu	:	Asterea
Género	:	Parastrephia
Especie	:	<i>Parastrephia lucida</i> , (Meyen) Cabr.

Los nombres vernaculares con las que se conocen en nuestro medio a la ch'illca son las siguientes: T'hola del rio, romero t'hola, ch'illca; laq'a t'hola, ch'illca t'hola, jaru t'hola, asno t'hola, ch'eqa t'hola, uma t'hola y sup'u t'hola. En vista de esta confusión se citan algunas especies encontradas en diferentes lugares con el mismo nombre:

- *Baccharis latifolia* (R. et P).....(1)(4) yurac chilca
- *Baccharis buxifolia* (Pers).....(1) chilca -
- *Baccharis tricuneata* (L.F.)Pers.....(1)chilca
- *Baccharis salicifolia* (R. et P).....(3)(2) chilca
- *Baccharis pentlandii* (DC).....(3) yurac chillca

- *Pluchea chingoyo* (DC) Asteráceas.....(3) chilca
- *Verbesina simplicianlis* (Sagast.) Asteráceas....(3) chilca
- *Ayapana amygdalina* (Lam.)Kiayg Rob.Asteraceas.....(3)
chillca, chillca brava
- *Fluorencia peruviana*(Dillon) Asteraceas.....(3) chillca
chillca negra, yana
- *Baccharis protata* (Rep.)Pers.....(4) chilka,hirwa
kowa
- *Baccharis sp.*.....(4) challwa chilka,
- *Baccharis scandens* (Pers).....(4) chiñi
chilka
- *Baccharis lanceolata* (Pers).....(4) orkko chilka
- *Baccharis floribunda* (H.B.K.).....(4) sachá chilka.

Según Meyen, la *Parastrephia lucida* fué nominada como *Lepidophillum lucidum* (Cabrera, 1945) y lo describe como un arbusto de alrededor de 50 cm de altura, ramoso, resinoso. Ramas glabras, punteado granuloso, hojas muy densas, alternas, lineales, enteras, crasas, curvadas hacia afuera, glabras o tomentosas sobre la nervadura central. Capítulos solitarios en el extremo de las ramitas. Flores marginales filiformes, casi sin lígula. Flores del disco tubulosas, pentalobadas. Aquenios sericeo pubescentes. Pappus formado por cerdas capilares.

Para Cabrera (1957), la misma especie es conocida como *Parastrephia phyllicaeformis*, la misma describe brevemente como t'holares característica de tholares de las orillas arenosas de los ríos y de las depresiones arenosas con agua a poca

-
- (1) BRADBYGE, J. et.al. 1987
 - (2) REYNEL, C. 1987
 - (3) SOUKUP, J. 1970
 - (4) UGARTE, M. et.al. 1983

profundidad; mide de 1 a 1.8 m de altura. Es muy similar a la *Parastrephia lepidophylla* que tiene las hojas escaniformes muy apretadas. En cambio de la *P. phylicaeformis*, sus hojas se abren hacia afuera. Ambas especies son usadas por los pobladores de la región, como combustible de modo que, cerca de las poblaciones, la t'hola ha desaparecido casi por completo.

Los autores citados nombran de distinta manera la especie. Sin embargo, en el Herbario Nacional, la *Parastrephia lucida*, y *Parastrephia phylicaeformis*, son dos especies del mismo género. A su vez, fué verificada la identificación de la especie en estudio (*Parastrephia lucida*) por un botánico de la ORSTOM (Feuillet, 1991).

1.1. Variedades de *Parastrephia* existentes en el lugar del experimento.

Existen dos especies de ch'illca, en lugares donde se desarrollaron los experimentos, la *Parastrephia lucida* y *P. phylicaeformis*.

La *P. lucida* (fig. 7), es un arbusto leñoso perenne de 1.8 m de altura y un metro de diámetro de follaje. El color del tallo es café amarillento, la flor amarillo tubulosa, la semilla tiene forma triangular de color canela apeluada de tamaño 1 x 2 mm. El ciclo de vida es de 20 a 30 años, su propagación es por semilla, crece en los arenales y dunas; el crecimiento aproximado es de 6 a 7 cm/año (comunicación personal de pobladores).

La *P. phylicaeformis* es un arbusto leñoso perenne de 0.5 a 1.0 m de altura de un diámetro de follaje menor que el

anterior. Y con tallo color café rojizo. Crece en bofedales en suelos compactos franco arcillosos.

Los pobladores diferencian ambas variedades por sexo. En este caso el macho será la *P. lucida* y hembra *P. phyllicaeformis*. Ambas sirven como medicamento con las mismas cualidades, tanto para humanos como animales en el control de parásitos internos y externos e indicador del clima.

2. Propiedades acaricidas de la Ch'illca.

2.1. Propiedades acaricidas *In vivo*.

La ch'illca es una planta que ha demostrado propiedades acaricidas en llamas y ha logrado curar animales clínicamente enfermas con sarna sarcóptica, con resultados similares control coumafos, producto químico fosforado. Se han realizado dos pruebas de campo, para evaluar primero los extractos preparados tradicionalmente y después los obtenidos en laboratorio, las mismas que han permitido observar una serie de resultados favorables a los propósitos del estudio.



FIG. 7 *Parastrephia lucida* "CH'ILLCA"
Lugar de recolección: Orinoca y Turco
(fotografía del autor de la tesis)

Cuadro 4. Respuesta de la sarna a la aplicación topical del extracto tradicional de ch'illca

DIAS	CONCENTRACION DEL EXTRACTO									CONTROL		
	72 g/l			145 g/l			217 g/l			COUMAFOS 0.25%		
	E	R	C	E	R	C	E	R	C	E	R	C
0	8	-	-	8	-	-	8	-	-	8	-	-
7	-	8	-	-	8	-	-	8	-	-	8	-
14	-	6	2	-	4	4	-	5	3	-	6	2
21	-	5	3	-	-	8	-	-	8	-	-	8
TOTAL	-	5	3	-	-	8	-	-	8	-	-	8
Efect. %	38			100			100			100		

Donde:

- E = Animales enfermos al inicio
R = Animales en recuperación
C = Animales curados

La segunda observación fué con tres formas de extractos obtenidos en laboratorio; acuoso, clorofórmico y etanólico, como control el coumafós.

Cuadro 5. Respuesta de la sarna a la aplicación topical de extractos obtenidos en laboratorio

DIAS	EXTRACTOS al 75 mg/ml									CONTROL		
	ACUOSO			CLOROFORMICO			ETANOLICO			COUMF.0.25%		
	E	R	C	E	R	C	E	R	C	E	R	C
0	5	-	-	5	-	-	5	-	-	5	-	-
7	-	4	1	-	4	1	-	5	-	-	3	2
14	-	-	5	-	1	4	-	3	2	-	-	5
21	-	-	-	-	-	5	-	-	5	-	-	-
TOTAL	-	-	5	-	-	5	-	-	5	-	-	5
Efect. %	100			100			100			100		

Donde:

- E = Animales enfermos
- R = Animales en recuperación
- C = Animales curados

2.2. Propiedades acaricidas *In vitro*.

Para esta prueba se utilizó ácaros vivos y sometidos a la acción de los diferentes extractos, en un ambiente artificial *In vitro*. Inicialmente el experimento fracasó, por una serie de causas. Al respecto existe limitada información bibliográfica que permite diseñar un planteamiento adecuado, sobre todo en mantenimiento de ácaros vivos en placas petri. Para mantener ácaros vivos, se utilizó medios de cultivo y ciertas condiciones de humedad y temperatura (32°C) experimentadas por Zavaleta, (1982), con resultados negativos ya que a las 15 y 17 hr todo los ácaros estaban muertos.

Debido a la limitante expuesta, se ha diseñado un método para mantener los ácaros vivos, tomando encuesta la referencia de Avila, (1991), quién utilizó para cultivo de ácaros una humedad de 80%, temperatura en una estufa graduada de 15 a 18°C y suero fisiológico de 7.5 g/l, de la forma siguiente: se utilizó la piel de una llama gravemente afectada con sarna sarcóptica, de ésta se extrajeron por disección, fracciones de piel con costras, las cuales se guardaron en un recipiente de cartón a temperatura ambiente en laboratorio (15 a 20°C). Bajo estas condiciones los ácaros se mantenían vivos durante un tiempo de cinco días, espacio suficiente para realizar las pruebas. Esta experiencia nos sugiere que el mejor medio de cultivo para los ácaros es la misma piel del animal.

Escogemos un dispositivo con 2 factores: el extracto y tiempo después de la aplicación, tenemos 3 extractos y 4

tiempos de lectura cada 12 hr. Contamos los ácaros muertos en caja de petri, donde se colocó inicialmente 20 ácaros vivos (ver método pag. 48). El dispositivo es un plan factorial sin repetición, ni control de la heterogeneidad (el medio ambiente que rodea a las unidades experimentales es uniforme), en aleatorización total. Los datos del cuadro 6 han sido transformados, sacando la raíz cuadrada, reduciendo así el coeficiente de variación en datos de conteo poco numerosos. Los análisis y la interpretación de los resultados se realizaron mediante STATITCF (Gouet y Philippeau, 1989).

Cuadro. 6 Mortalidad de ácaros *In vitro* por contacto con extractos obtenidos en laboratorio.

TIEMPO	EXTRACTOS DE CH'ILLCA									CONTROL Suefis. al 9 g/l
	Acuoso			Clorofórmo			Etanólico			
hrs	D1	D2	D3	D1	D2	D3	D1	D2	D3	T
0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	14	17	20	6	14	20	7	5	20	-
24	18	20	-	12	20	-	14	16	-	1
36	-	-	-	13	-	-	16	20	-	1
56	-	-	-	15	-	-	18	-	-	3
Total	18	20	20	15	20	18	18	20	20	5
NP%	90	100	100	75	100	100	90	100	100	25

Donde:

NP = Número porcentual de ácaros muertos

D1 = Extracto al 0.01 g/ml

D2 = Extracto al 0.02 g/ml

D3 = Extracto al 0.06 g/ml

T = Control

2.2.1. Análisis estadístico de la mortalidad de ácaros in vitro con tres extractos.

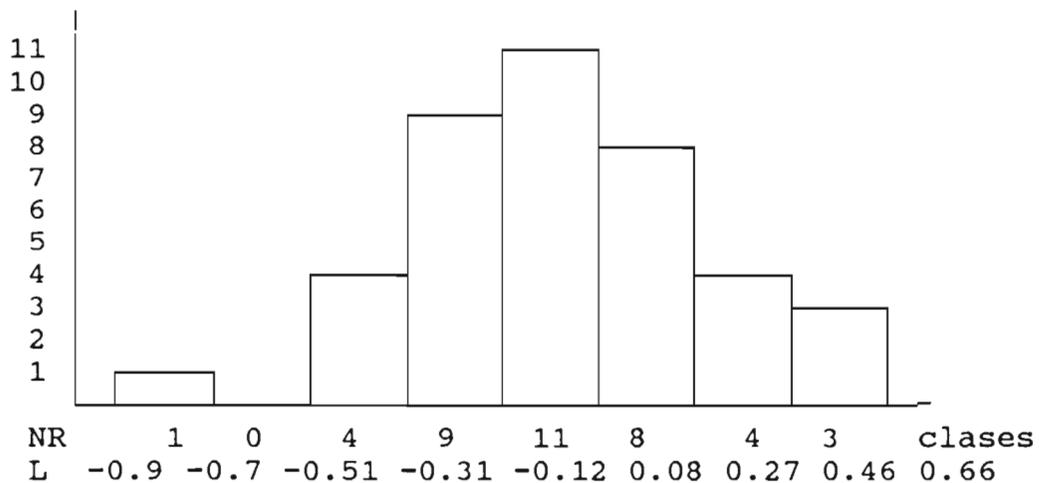
La variable por analizar, es el porcentaje de mortalidad de ácaros a través del tiempo y los tratamientos (Factor 1 y Factor 2). Se puede escribir un modelo lineal de análisis de variancia.

$$X_{ijk} = U + L_i + B_j + E_{ijk}$$

Donde:

- X_{ijk} = Observación realizada en la unidad experimental de una combinación $L_i B_j$.
- U = Promedio de todas las observaciones.
- L_i = Efecto del factor 1.
- B_j = Efecto del factor 2.
- E_{ijk} = Error experimental.

Fig. 8 Histograma de los residuos: (var.% mort. de ácaros).
 NR = Número de residuos (cuadro. 6)
 L = Límite



Mínimo: -0.9 Máximo: 0.66 Intervalo: 0.19

- **Indice de normalidad** (coeficiente de k. Pearson)

Simetría (valor ideal teórico = 0): Beta 1 = 0.01
Prob = 84.33 > 0.05 Test de simetría aceptado.

Aplastamiento (valor ideal teórico = 3): Beta 2 =
3.92 Prob = 0.2100 > 0.05 => test de aplastamiento
aceptado.

El histograma y los test muestran que la hipótesis de
distribución normal de los residuos esta aceptada.

- **Residuos sospechosos** (método de GRUBBS).

Residuo sospechoso: 81; Observación No. 29;
Factor 1 = Tratamiento; nivel 8 = Extracto etanol (ED2)
Factor 2 = Tiempo; nivel 1 = 12 horas (12H)

- **Tabla de las desviaciones standars de los residuos.**

Factor 1 = Tratamientos

1. (AD1)	2. (AD2)	3. (AD3)	4. (CD1)	5. (CD2)
0.22	0.28	0.45	0.17	0.13
6. (CD3)	7. (Ed1)	8. (ED2)	9. (ED3)	10. (T)
0.25	0.25	0.62	0.45	0.31

Factor 2 = Tiempo

1. (12H)	2. (24H)	3. (36H)	4. (56H)
0.51	0.07	0.21	0.30

$CHI^2=X^2= 26.22$ $PROBAB= 0.000 < 0.05$ hay diferencia entre
las desviaciones standard.

El test de X^2 muestra que hay diferencias por el factor
2 y no por el factor 1 entre las desviaciones standart de los

residuos. Habrá que ser prudente en la clasificación de las modalidades del factor 2.

- Análisis de varianza (extractos).

El test de Fisher para cada factor permite ver cuales de ellos influyen de manera significativa sobre la variable mortalidad de los ácaros (probabilidad > 0.05 altamente significativo). Observamos el cuadro 7.

Cuadro 7. Análisis de varianza.

FV	GL	SC	CM	Test F	Ft	PROBAB	CV
F1-Trat.	9	39.85	4.43	33.60	2.25	0.0000	
F2-Tiempo	3	6.12	2.04	15.49	2.96	0.0000	
Var.Resid.	27	3.56	0.13				9.8%
Var.Total	39	49.54	1.27				

Con el test de Fisher se ve que los dos factores son altamente significativos.

- Prueba de Neuwman-Keuls (nivel=5%)

El test de Neuwman-Keuls permite clasificar los promedios de las modalidades.

Factor 1 = Tratamiento

No. de promedios	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Valor de ASMP	0.53	0.64	0.7	0.75	0.79	0.82	0.84	0.86	0.88

F1	Títulos	Promedios	Grupos homogéneos	
9	ED3	4.47	A	
3	AD3	4.47	A	
2	AD2	4.38	A	
5	CD2	4.29	A	
1	AD1	4.11	A	
8	ED2	3.79	A	B
6	CD3	3.66	A	B
7	ED1	3.66	A	B
4	CD1	3.35		B
10	T	0.93		C

Las concentraciones 0.06 g/ml (ED3), del extracto etanólico y 0.02 g/ml (CD2) del extracto clorofórmico tiene igual efectividad, a las concentraciones 15% (AD3), 5% (AD2) y 0.01 g/l (AD3) del extracto acuoso. Pero no podemos negar, que el extracto acuoso es significativamente superior al testigo (T) y a todos los extractos en sus respectivas concentraciones. Además la facilidad de extracción le aventaja.

Factor 2 = Tiempo.

No. de promedios	2	3	4
Valores de los ASMP	0.33	0.40	0.44

F2	Título	Promedios	Grupos homogéneos	
4	56H	4.07	A	
3	36H	3.95	A	
2	24H	3.81	A	
1	12H	3.05		B

A partir del tiempo 24 hr, se distingue mortalidad de ácaros, aumentando progresivamente hasta las 56 hr.

Con el test de Newman-Keuls al 5% se puede clasificar los promedios del factor 1 y con prudencia del factor 2.

Los resultados obtenidos en el Cuadro 6, demuestran que el extracto acuoso es superior estadísticamente en comparación a otros extractos.

Entonces se prueba de nuevo el extracto acuoso en otras poblaciones de ácaros, utilizando concentraciones intermedias, buscando una efectividad en menor tiempo (cuadro 8).

Cuadro. 8 Mortalidad de ácaros por contacto con extracto Acuoso de Ch'illca.

TIEMPO min	C O N C E N T R A C I O N E S				CONTROL Suefis 9 g/l
	D1	D2	D3	D4	
0	0	0	0	0	0
1	9	12	14	16	0
2	10	14	15	18	0
3	11	16	17	19	0
4	12	17	19	20	1
5	16	18	20	-	2
TOTAL	16	18	20	20	2
NP %	80	90	100	100	10

Donde:

D1 = Extracto al 0.03 g/ml D4 = Extracto al 0.25 g/ml
D2 = Extracto al 0.06 g/ml NP = Número porcentual
D3 = Extracto al 0.125 g/ml de ácaros muertos.

2.2.2. Análisis estadístico *in vitro* de la mortalidad de ácaros con extracto acuoso.

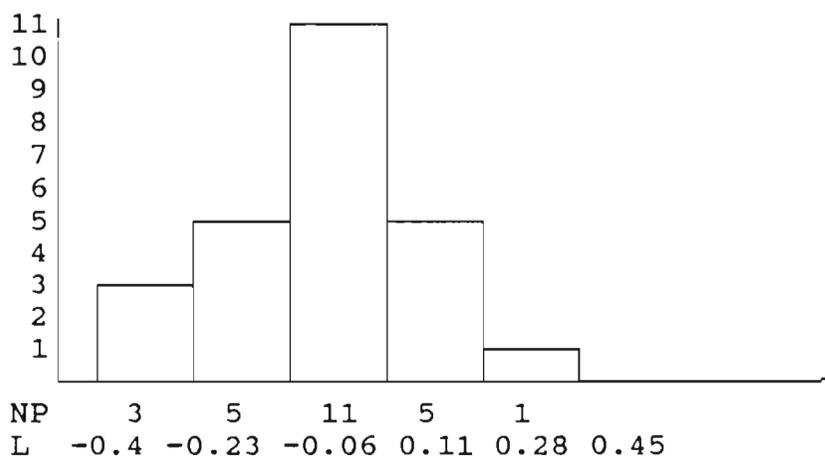
La variable por analizar, es el porcentaje de mortalidad de ácaros a través del tiempo y las diluciones.

El dispositivo es un plan factorial sin repetición, ni control de la heterogeneidad en aleatorización total. Los datos del cuadro 8, son transformados, sacando la raíz cuadrada, para reducir el valor en casos de conteo poco numeroso (Anexo V).

Fig. 9 Histograma de los residuos: (var.% mort. ácaros)

NR = Número de residuos (cuadro 8)

L = Límite



Mínimo: -0.4; Máximo: 0.45; Intervalo: 0.17

- **Indice de normalidad** (coeficiente de K. Pearson):

Simetría (valor ideal teórico = 0): Beta 1= 0.00 Prob= 0.92

Aplastamiento (valor ideal teórico =3):Beta 2=3.56 Prob=0.53

- **Tabla de la desviación standard de los residuos.**

Factor 1 : Concentraciones acuosas.

1. (AD1)	2. (AD2)	3. (AD3)	4. (AD4)	5. (AD5)
0.11	0.12	0.08	0.20	0.36

Factor 2 : Tiempo

1. (t1)	2. (t2)	3. (t3)	4. (t4)	5. (t5)
0.07	0.15	0.23	0.17	0.30

$X^2 = 6.96$; $PROBAB = 0.1364 > 0.05$ no hay diferencia entre desviación standard de los residuos.

Cuadro. 9 Análisis de varianza (cuadro 8).

FV	GL	SC	CM	Test F	Ft	PROBAB	CV
F1-Concentr.	4	49.91	12.48	254.69	3.01	0.000	
F2-Tiempo	4	2.56	0.64	13.06	3.01	0.001	
Var.Resid.	16	0.79	0.049				6.8%
Var. Total	24	53.26	2.22				

Los factores son altamente significativos .

- Prueba de Neuwman-Keuls (nivel = 5%).

Factor 1: Concentraciones acuosas.

No. de los promedios	2	3	4	5
Valores de los ASPM	0.30	0.36	0.40	0.43

F1	Títulos	Promedios	Grupos homogeneos			
4	AD4	4.31	A			
3	AD3	4.11	A	B		
2	AD2	3.91		B		
1	AD1	3.39			C	
5	T	0.48				D

Las concentraciones de 0.125 a 0.25 g/ml (AD3)(AD4) tiene una eficiencia superior a todas las demás concentraciones y más aún al grupo control, con lo que se confirma el resultado anterior del cuadro 7.

Factor 2: Tiempo

No. de promedios	2	3	4	5
Valores de los ASMP	0.3	0.36	0.4	0.43

F2	Títulos	Promedios	Grupos homogeneos
5	t5	3.72	A
4	t4	3.48	A
3	t3	3.16	B
2	t2	3.00	B
1	t1	2.84	B

Se distingue que hay mortalidad de ácaros a partir de los cuatro minutos.

2.3. Propiedades acaricidas *In situ*.

Esta prueba, en realidad ha sido una apreciación subjetiva de los efectos acaricidas de la ch'illca, después de una exposición de fragmentos de piel con sarna. Se ha tomado como referencia el movimiento de los ácaros, posterior al contacto con los diferentes extractos. Cuando se observó total inmovilidad de ácaros, post-contacto, se evaluó como el 100% de mortalidad, igualmente el 50% de mortalidad, en función a la proporción de vivos y muertos. El siguiente cuadro, permite la apreciación como una aproximación.

Cuadro 10. Porcentaje de mortalidad de ácaros *In situ* por contacto con extractos de ch'illca.

TIEMPO Hr	E X T R A C T O S al 0.06g/ml			C O N T R O L	
	Acuoso	Clorofórmico	Etanólico	DMSO	Suefis 9g/l
0	0	0	0	0	0
18	100	50	30	0	10
24	---	100	100	20	20
MT%	100	100	100	20	20

Donde:

DMSO = Control con Dimetil sulfóxido

Suefis= Control con suero fisiológico al 9 g/l

MT(%) = Mortalidad Total

2.4. Toxicidad de la ch'illca en ratones.

Teniendo en cuenta que el cloroformo es un solvente que extrae la mayor proporción de componentes tóxicos de la planta, se ha realizado la prueba, solamente con esta forma de extracto, habiendose observado un efecto letal en ratones. El cuadro siguiente ilustra estas observaciones.

Cuadro 11. Toxicidad de la ch'illca en ratones.

Detalle	Extracto clorofórmico					Control DMSO
	D1	D2	D3	D4	D5	
No. ratones	10	10	10	10	10	10
No. muertos	8	2	-	-	-	-
Mort.(%)	80	20	0	0	0	0

Donde:

D1 = Extracto clorofórmico 2g/kg de peso vivo, dosis 1.2 ml

D2 = Extracto clorofórmico 1g/kg de peso vivo, dosis 1.2 ml

D3 = Extracto clorofórmico 500mg/kg de peso vivo, dosis 1.2 ml

D4 = Extracto clorofórmico 250 mg/kg de peso vivo, dosis 1.2 ml

DMSO = Testigo con dimetil sulfóxido, dosis 1.2 ml

3. Composición fitoquímica de la ch'illca.

De todas las pruebas fitoquímicas realizadas, se han obtenido respuestas positivas en dos de ellas, identificandose dos componentes químicos; **terpenos** en la fracción, clorofórmica, compuesto poco polar; **flavenoides** en la fracción acuosa, compuesto polar.

No se conoce, cuál es el principio activo responsable de la propiedad acaricida en la ch'illca. El IBBA, en base al presente trabajo, está realizando estudios específicos para determinar la química de los componentes de la planta, es posible que a futuro se tenga mayor claridad al respecto. Como comentario general podemos afirmar, que la ch'illca, tiene algún factor aún desconocido, con propiedades acaricidas capaces de curar la sarna en llamas y probablemente en alpacas. Fué objetivo de la presente, buscar nuevas fuentes alternativas en el control parasitario y esperamos que este estudio preliminar sirva como referencia para futuras investigaciones.

DISCUSIONES

1. Verificación de la ch'illca.

Los géneros *Baccharis*, *Pluchea*, *Verbesina*, *Ayapana*, *Fluorencia* y otros, se confunden con el nombre vernacular de la planta en estudio. Sin embargo se determinó que la especie en estudio que tiene propiedades acaricidas es la *Parastrephia lucida*.

2. Recuperación epitelial a la aplicación topical del extracto tradicional.

El cuadro 4 muestra grupos de 8 animales con sarna que recibieron tratamientos con extractos de ch'illca, observándose la respuesta clínica periódicamente a los 7, 14 y 21 días. En cada observación, se evaluó la evolución de las lesiones y se volvió a aplicar el extracto.

Notesé que las tres concentraciones del extracto utilizadas tienen efectos letales en menor o mayor grado; la concentración 72 g/l ha logrado sanar solamente el 38% de los animales, con 3 aplicaciones a los 0, 7 y 14 días, en tanto que las concentraciones 145 y 217 g/l han curado el 100% animales, con solo 3 aplicaciones a los 0, 7 y 14 días, exhibiendo efectos similares al Coumafos utilizado como control. Difiriendo con Sanchez (1988), quien utilizó extractos del *Bocconia integrifolia* a concentraciones de 50% y 100% con resultados de 70% y 100% de efectividad hasta los 30 días. Para reducir el número de aplicaciones y el tiempo de recuperación la aplicación por aspersion (Muñiz, 1982), dió mejor resultado con el desamargado de *Lupinus mutabilis* en sarna de alpacas y no así la aplicación topical. El cual sugiere probar este sistema con el extracto de *P. lucida*.

Un signo clínico que ha sugerido la recuperación del animal fué el proceso de regeneración de la piel y una progresiva caída de las costras. A los 21 días se observaba total caída de las costras y notable regeneración de la piel, entonces se considera como animal sano; además desaparecían los signos clínicos, las llamas así tratadas ya no exhibían malestar y pastoreaban con tranquilidad.

No se conoce como actúa el extracto sobre el ácaro. Podría ser una acción de tipo físico astringente, afectando la capa quitinosa del parásito ó una acción química destruyendo alguna estructura vital del ácaro; es muy difícil determinar este aspecto, ya que requiere estudios específicos.

Para tener resultados satisfactorios con la aplicación de la ch'illca se debe repetir tres o más veces según la gravedad de la lesión coincidiendo con Sanchez (1988), quién utilizó los extractos del Amakari con repeticiones para el tratamiento de la sarna en alpacas.

3. Recuperación epitelial a la aplicación topical con extractos obtenidos en laboratorio.

En el cuadro 5, se puede observar que los tres extractos: **acuoso, clorofórmico y etanólico** tienen efecto acaricida a los 21 días post-tratamiento. El extracto acuoso fué el más activo ya que sus efectos se observaron en un menor tiempo (14 días post-tratamiento) con tres aplicaciones, con resultados similares al grupo control. Al respecto los compuestos identificados en la ch'illca fueron *Flavenoides* en la fracción hidrosoluble y *Terpenos* en la fracción liposoluble.

Por los resultados observados, se puede deducir de que existe algún componente hidrosoluble, flavenoicos y compuestos

liposolubles, terpenos; independientemente o en combinación de ambos tienen acción acaricida. Cabe indicar que el porcentaje elevado de grasa bruta (38.31%) que reportó la ch'illca al análisis proximal (Anexo II), nos permite plantear tal suposición porque dentro de ellas están los aceites esenciales.

Avila, Bustinza y Jimenez, (1985), con alcaloides de tarwi obtenidos alcohol al 6%, realizaron tratamiento de la sarna en alpacas con resultados favorables. Es probable que estos alcaloides tengan propiedades acaricidas, al igual que la ch'illca.

Desde el punto de vista práctico, la variable de mayor importancia es la respuesta clínica del caso, es decir, interesa al ganadero que el animal sane de la enfermedad. Con los extractos preparados tradicionalmente, el 100% de los animales recuperaron de la sarna; con los extractos obtenidos en laboratorio ha ocurrido lo mismo. De todos los extractos utilizados el acuoso, demostró mejores propiedades acaricidas *In vivo*, además fue el más sencillo y práctico de preparar. Esta primera prueba nos ha sugerido complementar el estudio con otras pruebas.

Se podría repetir en muestras mayores de animales con diferentes estados clínicos para detallar el efecto preciso sobre diferentes tipos ó localización de lesiones.

4. Efecto de los extractos obtenidos en laboratorio sobre ácaros *in vitro*.

Se utilizó tres diluciones en cada tipo de extracto y 20 ácaros en cada grupo (cuadro 6). Las observaciones se realizaron a las 0, 12, 24, 36 y 56 hr. Los datos que aparecen

en el cuadro corresponden a los ácaros muertos. Así tenemos que con el extracto acuoso a una dilución del 0.02 g/ml (AD2) a hr 12 se observaron 14 ácaros muertos; a hr 24 murieron 18 ácaros, así sucesivamente hasta 56 hr. Los extractos han causado una relativa mortalidad de ácaros, demostrando sus propiedades acaricidas sobre el sarcóptes.

El mayor porcentaje de mortalidad se ha observado con la concentración 0.06 g/ml (D3) en los tres extractos, a las 12 hr post-contacto; la concentración 0.02 g/ml (D2) ha demorado 24 hr para tener el mismo efecto, mientras que el D1 tuvo efectividad variable. De las tres formas, el extracto acuoso resultó el más conveniente, debido a su forma de preparación relativamente sencilla y práctica muy susceptible de adecuarla a sistemas tradicionales de producción campesina.

4.1 Análisis de variancia de los extractos.

El análisis de variancia del cuadro 7 demuestra que los dos factores (tratamiento y tiempo) influyen significativamente sobre la variable mortalidad de ácaros.

Según la prueba de Neuwman-Keul los promedios de los grupos homogéneos muestran la igualdad en efectos del factor 1: los extractos etanólico al 0.06 g/ml (ED3), clorofórmico 0.02 g/ml (CD2) en comparación al extracto acuoso al 0.06 g/ml (AD3), 0.02 g/ml (AD2) y 0.01 g/ml (AD1). Este último en tres concentraciones tiene efectividad mayor sobre los ácaros en tiempo de 24 horas.

5. Efecto del extracto acuoso sobre los ácaros *in vitro*.

El cuadro 8 muestra que las diluciones (D3) y (D4) en concentraciones de 0.125 g/ml y 0.25 g/ml tienen mayor

efectividad sobre la mortalidad de ácaros en tiempos de 4 y 5 min respectivamente. En el testigo a partir de los 4 min existe mortalidad.

5.1. Análisis de variancia de las diluciones.

El análisis de variancia cuadro 9, demuestra que los dos factores son altamente significativos. Y a la concentración 0.03 g/ml es significativamente mayor al testigo muy eficaz a los anteriores. Para tener una efectividad completa a los 5 min habrá que usarla en concentraciones mayores a 0.125 g/ml con esto se justifica los resultados del cuadro del cuadro 6.

6. Efectos acaricidas *in situ*.

En el cuadro 10, se puede observar que existe el 100% de mortalidad de ácaros en los tres tratamientos a las 24 hr de contacto. El extracto acuoso demostró a 18 hr efectividad total. Cabe indicar que tales efectos se han logrado, remojando permanentemente piel y costras.

La muerte de ácaros se atribuye a la inmovilidad de los mismos post-tratamiento, observando repetidas veces y calentando las placas petri al sol. Se da el caso de que, por el frío los ácaros se inmovilizan y penetran a los túneles y base de la costra.

En los grupos control, los ácaros expuestos al DMSO, expresaron un cuadro de mortalidad, a las 18 hrs post-contacto, recuperando su motilidad hasta el 80%, hasta 24 hrs. En un inicio, esta observación nos hizo sospechar que el DMSO tendría propiedades acaricidas, pero la recuperación de tal motilidad, nos hace suponer de que probablemente tenga algún

efecto depresor pasajero, provocándoles simplemente un adormecimiento temporal. Con el suero fisiológico, se ha observado una mortalidad progresiva mínima, que comparando con el DMSO, no acusa ninguna diferencia; el 80% de la población se mantenía con vida y el restante había muerto.

No se conoce sobre el mecanismo de acción de los extractos utilizados pero estamos seguros de que, un buen remojo de las costras, definitivamente mata a los ácaros.

Una observación complementaria a esta prueba fué el conteo de ácaros en las costras utilizadas como material, información que consideramos de importancia práctica. En 1 cc de costra madura, se han contabilizado aproximadamente 280 huevos, 200 larvas y ninfas, 195 ácaros adultos; mientras que, en costras recientes, periféricas a las lesiones, las cantidades fueron mínimas. Esta observación resulta contradictoria a la recomendación clásica para la obtención de muestras en el diagnóstico de la sarna.

De los dos métodos utilizados: disección de piel y conteo de ácaros en placas petri, el segundo es el único que se adecua a la evaluación cuantitativa, porque permite la observación bajo estereoscopio. La única desventaja es extraer los ácaros de la piel costrosa que sirvió como hospedero. Cabe indicar que este substrato mantuvo los ácaros vivos por más de cinco días, asegurando así la persistencia de los ácaros hasta terminar el ensayo.

7. Toxicidad del extracto clorofórmico en ratones.

El cuadro 11, muestra que de 10 ratones inyectados con extracto clorofórmico con una dosis de 1.2 ml por cada ratón

de dilución (2 g/kg de peso vivo), murieron dos ratones a los 30 min y seis dentro de las 24 hrs, haciendo un total del 80%. Seguido por 1g/kg de peso vivo en dosis de 1.2 ml por cada ratón con mortalidad de 20% en el mismo tiempo. Los signos observables fueron depresión, convulsiones, escalofríos y muerte.

En las demás concentraciones, se han observado cuadros similares, malestar pasajero y recuperación posterior.

En el grupo control con DMSO, se ha observado cierto malestar pasajero, algunos ratones parecían estar mareados, otros presentaban convulsiones, cuadro que se normalizaba progresivamente a su estado clínico inicial. Es necesario indicar que en llamas no se ha observado ningún cuadro aparente de toxicidad.

CONCLUSIONES

Con el presente trabajo de investigación preliminar, llevado a cabo con ciertas limitaciones, en base a los resultados y discusiones, se obtienen las siguientes conclusiones:

- Hay confusiones entre los nombres vernaculares de la ch'illca. Mediante su caracterización taxonómica y por comparación, se determinó que la especie en estudio es la *Parastrephia lucida*.
- La ch'illca contiene dos componentes fitoquímicos, **terpenos** en la fracción clorofórmica y **flavenoides** en la fracción acuosa. El extracto obtenido en cloroformo demuestra toxicidad a partir del 1g/kg de peso vivo.
- Los ácaros pueden sobrevivir en condiciones ambientales de 15 a 20°C, en disección de piel costrosa de la llama.
- El conteo en la costra de la piel no es posible. La evaluación por contaje de ácaros muertos en placas petri, de acuerdo al tiempo transcurrido, resulta ser el único método operativo hasta ahora.
- De las diversas formas de utilización, el extracto acuoso de ch'illca tiene la mayor actividad acaricida, tanto *In vivo* e *In vitro*.
- En pruebas *In vivo*, considerando el tiempo requerido para la obtención de los extractos acuoso, etanólico, clorofórmico, y los resultados obtenidos en las distintas pruebas, se concluye que el extracto acuoso es más eficaz a partir del 72 g/l obtenido en laboratorio a los 14 días

y concentración del 145 g/l obtenido en forma tradicional a los 21 días post-tratamiento.

- En pruebas *In vitro*, el extracto acuoso obtenido en laboratorio a una concentración del 0.125 g/ml, demuestra excelente eficiencia para la mortalidad de ácaros. En prueba complementaria *In situ* el extracto acuoso al 0.06 g/ml elimina el total de ácaros post-contacto.

RESUMEN

Los camélidos ocupan un lugar muy importante en la economía Andina por ser única fuente de ingresos por producir fibra, carne, estiercol, pieles y cueros. Una de las grandes pérdidas económicas es ocasionado por enfermedades parasitarias, siendo principal la sarna.

Los tratamientos de esta enfermedad parasitaria son muy costosos, para el ganadero con economía de subsistencia, por lo que se busca nuevas alternativas con plantas, como la ch'illca, siendo los objetivos:

- Identificar la planta de ch'illca y determinar la composición fitoquímica.
- Precisar las condiciones de sobrevivencia de los ácaros en laboratorio y métodos de evaluación del efecto de los extractos *in vitro*.
- Determinar las propiedades acaricidas de la ch'illca en el control de la sarna en llamas, mediante pruebas *In vivo* e *In vitro*.
- Determinar el tipo de extracto más eficaz y la concentración más activa para el tratamiento de la sarna en llamas.

En llamas de cuatro comunidades campesinas del departamento de Oruro, se evaluó las propiedades acaricidas de la Ch'illca (*Parastrep hia lucida*), *in vivo*, *in vitro* e *in situ*, estos dos últimos en la ciudad de La Paz (laboratorio del IBBA).

En el desarrollo de la metodología, se han considerado pruebas *In vivo*, *In vitro* e *In situ*, con extractos de ch'illca obtenidos en agua, alcohol y cloroformo, además se realizarán algunas pruebas complementarias para determinar los componentes fitoquímicos y la toxicidad de la ch'illca en ratones.

De las observaciones realizadas, se desprende que el extracto acuoso de la ch'illca obtenido por ebullición simple, a partir de la concentración 145 g/l (tradicional) y concentración 72 g/l (obtenido en laboratorio) *in vivo*, demostró tener propiedades acaricidas recuperándose las llamas con sarna al 100% a los 21 y 14 días post-tratamiento respectivamente.

De los extractos acuoso, etanólico y clorofórmico; el primero a partir de la concentración de 0.02 g/ml (AD2) elimina el 100% de ácaros a las 24 hr y en concentración de 0.06 g/ml (AD3) a las 12 hr post-contacto. Mostrando similitud con extractos clorofórmico y etanólicos (cuadro 6). Corroborado por el análisis estadístico.

Aprovechando el material disponible, se realizaron pruebas complementarias adecuando las concentraciones a un objetivo y un material biológico. Para las pruebas *in situ*, se utilizó el extracto acuoso al 60 mg/ml de concentración que dió como resultado el 100% de mortalidad de ácaros a las 24 hr post-contacto. Otra prueba que se realizó fué la toxicidad en ratones con extracto clorofórmico a diferentes concentraciones, de los cuales la concentración más elevada 2 g/kg de peso vivo, causó una mortalidad de 80% a las 24 hr posterior a la inyección subcutánea, seguido por la concentración 1 g/kg de peso vivo, con mortalidad de 20% de un total de 10 ratones en cada jaula. En las demás jaulas con

concentraciones menores se recuperaron después de un malestar pasajero.

Los componentes fitoquímicos identificados fueron los terpenos y los flavenoicos, los cuales al parecer son los responsables de las propiedades acaricidas; requieren estudios netamente químicos.

Los ácaros pueden sobrevivir en condiciones ambientales no menor a 15°C ni mayor a 20°C en disecciones costrosas del mismo animal. El conteo en la costra de la piel no es posible, la evaluación por contaje de ácaros muertos en placas petri, de acuerdo al tiempo transcurrido, resulta ser el único método operativo hasta ahora.

BIBLIOGRAFIA

- ANCASI, M. 1984. Sanidad; Producción de alpacas. UNA. Puno Perú. pp 25 - 26.
- ALZERRERA, H.; RICO, R. 1987. Evaluación de praderas nativas en el Altiplano Central y Oeste del departamento de Oruro. In I Reunión Nacional de Praderas Nativas de Bolivia. PAC-CEE CORDEOR, ABOPA, CIAT, IBTA. Oruro-Bolivia. p. 46.
- AVILA, E. 1991. Cultivo de ácaros *Sarcoptes scabiei* var. aucheniae en laboratorio. Puno-Perú. Docente de la Universidad Nacional del Altiplano-UNA. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootécnia. (Correspondencia personal).
- ; BUSTINZA, V.; JIMINEZ, S. 1985. Extracto etanólico del tarwi *Lupinus mutabilis* en el tratamiento de la sarna de alpacas. Informe final de piel de alpaca. ed. IIDSA. Puno Perú. pp 85 - 89.
- BAYER, 1991. Manual de Asuntol, Leverkusen Alemani, Departamento veterinario. vp.
- BOCH, J.; SUPPERRER, R. 1982. Parasitología en medicina veterinaria. Trad Weyland. Edit. Hemisferio Sur S.A. Buenos Aires-Argentina. pp. 230 - 231.
- BOCHERT, A. 1964. Parasitología veterinaria. Ed. Zaragoza-España. Edit. Acribia. p 464, 469.
- BUSTINZA, J. 1989. Evaluación de tratamientos tradicionales y modernos de la sarna. V Convención Internacional de Camélidos Sudamericanos. Cuzco-Perú. pp 19 -31.
- BRANDBYGE, J.; HOLM, L.; NIELSEN, B. 1987. Reforestación de los Andes ecuatorianos con especies nativas. Trad. Jaime Brito Cortez. Ed. Porvenir-CESA. Quito-Ecuador. p. 56.
- CABALLERO, A. 1982. Ensayos preliminares del uso del aceite esencial de muña en el control de *Sarcoptes scabiei*, var. suis In vivo é In vitro. Proyecto muña, II Seminario del Instituto de Investigación. UNSAAC-NUFFIC. Cuzco-Perú. pp 7 - 8.
- . 1983. Uso del aceite esencial de muña en

- el control de la sarna de alpacas (Género sarcóptes psoróptes). Muña Investigación y Proyección Social. Instituto de Investigación. UNSAAC-NUFFIC. Cuzco-Perú. pp 20 - 23.
- CABRERA, A. 1945. Sinopsis del género *Lepidophyllum* (Compositae). Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica No. 1. pp. 51 - 53.
- . 1957. Asociés de "*Parastrephia lepidophylla*" y "*Parastrephia phyllicaeformis*". Revista de investigaciones agrícolas No. 4. Buenos Aires-Argentina pp 355 - 356.
- CARDENAS, M. 1989. Manuál de plantas económicas de Bolivia. 2 Ed. Edit. Los Amigos del libro. La Paz - Cochabamba - Bolivia. p 234.
- CARDOZO, A. 1968. Bibliografía de los camélidos. Boletín experimental No. 32. MACA. La Paz-Bolivia p 10.
- .; MARTINEZ, Z. 1980. Una evaluación comercial de vellones de llama y alpaca. In Informe de investigación agropecuaria. INFOL - MACA. La Paz - Bolivia. p. 102.
- . 1981. Proyecciones de la ganadería de ovinos y camélidos sudamericanos. Ed. Academia Nacional de Ciencias de Bolivia. edit. Urquiza S.A. La Paz - Bolivia. p. 7.
- .; MARTINEZ, Z. 1981. Producción anual de fibra y peso vivo de llamas a diferentes edades. In Informe de Investigaciones Agropecuarias. Estación Experimental de Ulla - Ulla. INFOL-MACA. La Paz-Bolivia. p. 89.
- CAMPERO, H. 1990. Evaluación coprológica e identificación de endoparásitos en llamas (*Lama glama*) y alpacas (*Lama pacos*) y su control con plantas medicinales nativos. Tesis Agr. Cochabamba, Bol., Universidad Mayor de San Simón; Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias. Martin Cárdenas. p. 155.
- CIPRIAN, C.; CHAMBILLA, V.; BUSTINZA, V. 1985. Histología de la piel de alpacas y llamas. In Informe final del Proyecto Piel de Alpaca. Ed. IIDSA. Puno-Perú. p. 42.
- CORPORACION DE DESARROLLO DE ORURO, 1986. Proyecto de

- Factibilidad Sector Agropecuario. Oruro-Bolivia. p. 9.
- FEUILLET, Ch. 1991. Identificación de la *Parastrephia lucida*. Smithsonian Institut en Washington-USA.
- GALLEGO, J. 1981. Atlas de parasitología. Facultad de farmacia de Barcelona-España. p. 2.
- GELORMINI, N. 1967. Enfermedades parasitarias en veterinaria. Ed. El Ateneo. Buenos Aires-Argentina. p. 274.
- GONZALES, J.; PEREIRA, J.; ESTRADA, M. et. al. 1986. *In vitro* Evaluation of tripanocidal acción of Natural Product of Vegetable Origin. Grupo de Parasitología. Universidad de Antofagasta. Antofagasta - Chile. p. 154.
- GOUET, J.P.; PHILIPPEAU, G. 1989. Comment interpréter les résultats d'une analyse de variance?. Institut Technique des Cereales et des Fourrages. Paris-Francia. 45 p.
- GUERRERO, C.; COL, H. 1979. Enfermedades parasitarias de Camélidos Sudamericanos. In II Conversatorio Nacional Multisectorial sobre Desarrollo de los Camélidos Sudamericanos. Rio Negro - Argentina. p. 45.
- . 1981. Acaros de la Sarna. In Parasitología veterinaria. 2 ed. Lima - Perú. pp 164 - 165.
- .; Alva, J. 1986. Gastroenteritis nematódica y sarna en alpaca. Centro de Investigación del Instituto Veterinario de Investigaciones Tropicales y de altura. IVITA - FMV - UNMSM. Boletín de divulgación. No. 21. Lima - Perú pp 3 - 38.
- .; Leguía, G. 1988. Enfermedades parasitarias de alpacas. Rev. Camélidos Sudamericanos. pp 32 - 82.
- HERVE. D. 1981. Algunas preguntas sobre el uso de la muña (*Minthostachis glabrecens* Epl.). Encuentro de Tecnología Apropiaada. COCOP. La Paz-Bolivia. p. 6.
- INSTITUTO NACIONAL DE ESTADISTICA-INE, 1992. Censo de población y vivienda. La Paz-Bolivia.
- INSTITUTO DE ECOLOGIA, 1985. Ecología en Bolivia. Revista No. 6. UMSA. La Paz - Bolivia. p. 14.
- LEGUIA, G. 1988. Importancia de la parasitosis en la

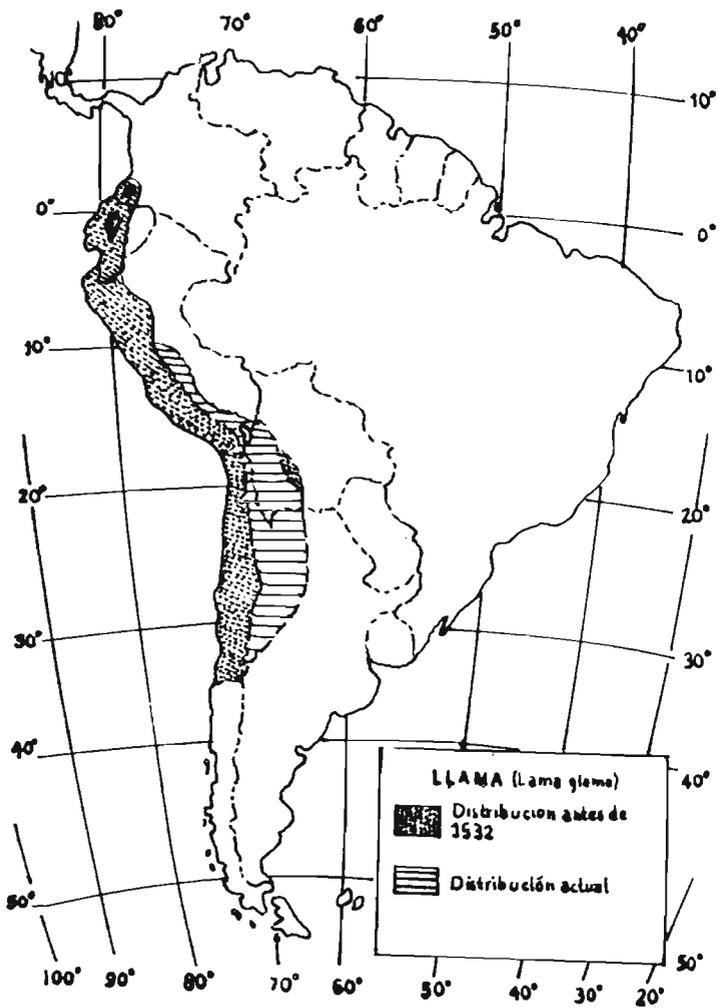
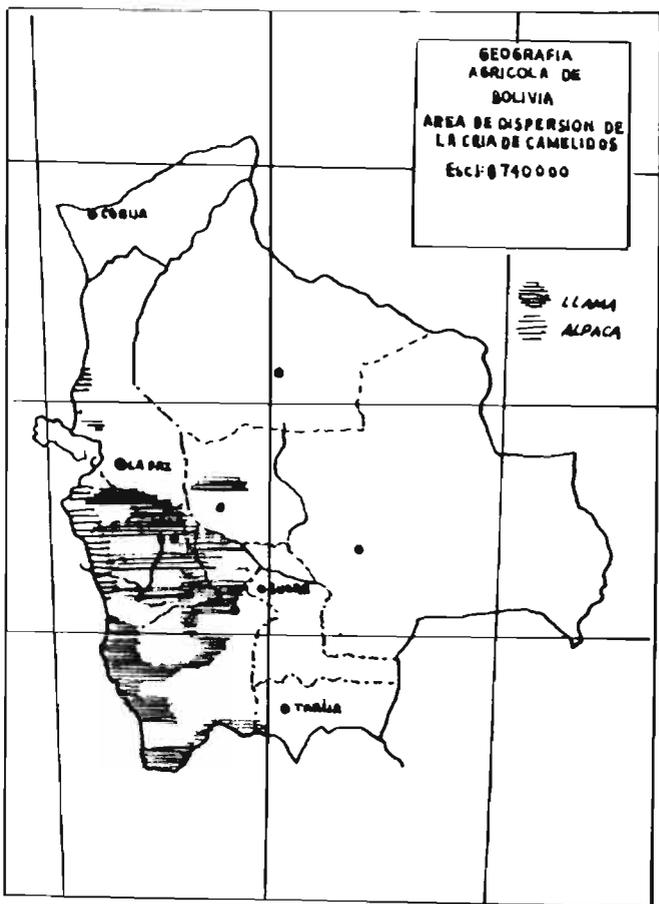
- producción de alpacas. In: Res. XI Congreso Panamericano de Ciencias Veterinarias. pp 19 - 20.
- LEON, B.; MOREYRA, J.; NOA, F. 1987. Curso teórico práctico sobre obtención conservación y preservación de pieles. Instituto de Investigación Tecnológica Industrial de Normas y Técnicas del Perú. Lima - Perú. pp 21 - 22.
- LEVINE, N. 1984. Parasitología veterinaria. Trad. del Inglés por José M. Tarazona Vilas. Edit. Acribia. Zaragoza-España. p. 264.
- LOCK DE UGAZ, O. 1988. Investigación fitoquímica; (Métodos en el estudio de productos naturales). Edit. Pontificia Universidad Católica. Lima - Perú. p. (XIII - XIV) 2.
- LOYOLA, L.; NARANJO, J.; MORALES, G. 1984. Laboratorio de Productos Naturales, Departamento de Química, Facultad de Ciencias Básicas, Universidad de Antofagasta. Antofagasta - Chile. pp 1871-1872.
- MINISTERIO DE ASUNTOS CAMPESINOS Y AGROPECUARIOS-MACA, 1990. Estadística agropecuaría. La Paz-Bolivia.
- MAMANI, M. 1989. Evaluación sanitaria y económica de la sarna de alpaca con respecto a las demás enfermedades. Tesis de Med. Vet. Puno - Perú. Universidad Nacional del Altiplano : Facultad de veterinaria y Zootécnia. p. 75.
- MERCK & Co. 1988. Manual Merck de veterinaria. Edit. Centrum. Madrid-España. Rohway-NY-USA. p. 1200.
- MONTENY, N. 1991. Informe sobre la utilización de los extractos de ch'illca a piojos en humanos. Responsable de L.I.N. ORSTOM - BONDY. p. 2.
- MUÑIZ, A. 1982. Efectos sobre sarcóptes de la alpaca; Proyecto pesticidas de *Lupinus mutabilis* (Tarwi) *In vivo*. II Seminario del Instituto de Investigación. UNSAAC - NUFFIC. Cuzco - Perú. pp 10-11.
- NOVOA, C.; FLORES, A. 1991. Producción de rumiantes menores: alpacas. Edit. Marte graf. Lima - Perú. p. 6 - 8, 284 - 289.
- NUÑEZ, J.; MUÑOZ, E. et. al. 1982. *Boophilus microplus*

- (La garrapata común del ganado vacuno). Edit. Hemisferio Sur. S.A. Buenos Aires-Argentina. pp 10 - 13.
- . 1987. Sanidad; *In* I Curso sobre crianza de camélidos sudamericanos (Alpaca y llama). Resumen de ponencias Centro Experimental La Raya - UNIPA - UNMSM UNSAAC - COTESU - IVITA. Cuzco - Perú. pp 32 - 33.
- REYNEL, C.; MORALES, C. 1987. Agroforestería tradicional en los Andes del Perú. Proyecto FAO- HOLANDA- INFOR. Ed. Artlantrec S.R. Ltda. Lima - Perú. p. 128.
- ROJAS, M. 1990. Parasitismo de los rumiantes domésticos (terapia, prevención y modelos para su aprendizaje). Ed. Edit. Mayjosa. Lima-Perú. pp 20 - 22.
- ROQUE, B. 1987. Parasitaria en vacunos criollos de seis comunidades de la multicomunal Tupac Katari de Ilave. Tesis Med. Vet. Puno-Perú. Universidad Nacional del Altiplano: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p. 35.
- ; 1991. Diagnóstico de la sarna. Puno - Perú. Docente de la Universidad Nacional del Altiplano-UNA. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. (Correspondencia personal).
- SANCHEZ, C.; AVILA. E. 1985. Ciclo biológico de *Sarcóptes scabiei* var. aucheniae productor de la sarna de alpacas. *In* Informe Proyecto Piel de Alpaca- IIDSA. Puno - Perú. pp 75-77.
- ; BUSTINZA, V. 1985. Biología de los ácaros en la sarna de alpacas. En: Resumen V Convención Internacional sobre Camélidos Sudamericanos. Cuzco-Perú. p. 46.
- ; 1986. Sistemas de producción alpaquera en el departamento de Puno. Universidad Nacional del Altiplano. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Edit. IIDSA. Puno - Perú. p. 176.
- SANCHEZ, B. 1988. Pruebas acaricidas del Amakari (*Bocconia integrifolia*, Humb. B. Bonpl) en la sarna de alpacas. Tesis Ing. Agr., Puno - Perú. Universidad Nacional del Altiplano; Facultad de Ciencias Agrícolas. p 25,27, 30.
- SAN MARTIN, R. 1977. Tratado de farmacognosia.

- Barcelona-España. Científica Médica. p 450.
- SAUVAIN, M. 1991. Pruebas de extractos de ch'illca en Cepas de Chagas y Leismania. IBBA - ORSTOM. La Paz - Bolivia. 3 p.
- SOUKUP, J. 1970. Vocabulario de los nombres vulgares de la flora peruana y catálogo de los géneros. Ed. Salesiana. Cuzco-Perú. pp. 75, 77, 183, 330 , 422.
- SOULSBY, E. 1988. Parasitología y enfermedades parasitarias (en animales domésticos). Trad. al Español por Antonio R. Martínez y Francisco A. Vásquez. 7 ed. México, D. F. Interamericana. pp 486 - 487, 492.
- UGARTE, M.; ALENCASTRE, L.; SECOS, A. 1983. Investigación y proyección social. Ed. UNSAAC - NUFFIC. Cuzco - Perú. p. 98.
- VALLENAS. P. 1970. Comentarios sobre la posición de los camélidos sudamericanos en la sistemática UNMSM - IVITA. Edit. Moro y Zaldivar. Lima - Peru. 20 p.
- ZAVALETA, R. 1982. Informe preliminar del estudio del ciclo biológico *Sarcoptes scabiei*, var. *auchinia*, productor de la sarna en alpacas *In vitro*, Proyecto piel de alpaca. Publicación No. 1. Convenio NUFFIC-UNTA. Puno-Perú. pp 53-54.

A N E X O S

I. Area de dispersión de la cría de camélidos.
(Fuente: Nova y Flores, 1991)



II. Análisis proximal de la ch'illca

Resultados		
Determinación	% PS	% PH
Humedad	0.00	5.00
Materia Seca	100.00	95.00
Proteínas	8.20	7.79
Grasa	38.31	36.39
Fibra Cruda	15.33	14.56
Ext No Nitrogen.	32.63	1.01
Cenizas	5.53	5.25

Fuente: Laboratorio de Nutrición Animal UNA-Puno-Perú.
1991.

III. Análisis fitoquímico de *Parastrephia lucida*

Nombre de la planta		<i>Parastrephia lucida</i>
Referencia bibliográfica		MS 814
Organos que Prevalen		Hojas
A L C A L O I D E S	Meyer	(-)
	Dragendorff	(-)
Quinonas		(-)
Saponinas		(-)
Steroles ó Terpenos		(+)
Flavonas y Taninos		(+ -)
Pigmento Flavonoico		(+)

Fuente: Laboratorio del IBBA-ORSTOM La Paz, 1990.

V. Factores, niveles y tratamientos para el análisis estadístico de las diluciones.

NIVELES DE DILUCIONES	NIVELES TIEMPO	TRATAMIENTOS	I
T1 (Dilución al 0.03g/ml)D1	t1(1 min)	D1t1	3.00
	t2(2 min)	D1t2	3.16
	t3(3 min)	D1t3	3.32
	t4(4 min)	D1t4	3.46
	t5(5 min)	D1t5	4.00
T2 (Dilución al 0.06g/ml)D2		D2t1	3.46
		D2t2	3.74
		D2t3	4.00
		D2t4	4.12
		D2t5	4.24
T3 (Dilución al 0.125g/ml)D3		D3t1	3.74
		D3t2	3.87
		D3t3	4.12
		D3t4	4.36
		D3t5	4.47
T4 (Dilución al 0.25g/ml)D4		D4t1	4.00
		D4t2	4.24
		D4t3	4.36
		D4t4	4.47
		D4t5	4.47
T5 (Testigo suefis.)T		Tt1	0.00
		Tt2	0.00
		Tt3	0.00
		Tt4	1.00
		Tt5	1.41

Fuente: Elaboración propia.
 I: Raíz cuadrada del número de ácaros muertos.

IV. Factores, niveles y tratamientos para el análisis estadístico de los extractos.

NIVELES DE CONCENT.	NIVELES DE TIEMPO	TRATAM.	I
T1 (Acuoso 0.01g/ml)AD1	t1 (12H)	AD1t1	3.74
	t2 (24H)	AD1t2	4.24
	t3 (36H)	AD1t3	4.24
	t4 (56H)	AD1t4	4.24
T2 (Acuoso 0.02g/ml)AD2		AD2t1	4.12
		AD2t2	4.47
		AD2t3	4.47
		AD2t4	4.47
T3 (Acuoso 0.06g/ml)AD3		AD3t1	4.47
		AD3t2	4.47
		AD3t3	4.47
		AD3t4	4.47
T4 (Cloroform.0.01g/ml)CD1		CD1t1	2.45
		CD1t2	3.46
		CD1t3	3.61
		CD1t4	3.87
T5 (Cloroform.0.02g/ml)CD2		CD2t1	3.74
		CD2t2	4.47
		CD2t3	4.47
		CD2t4	4.47
T6 (Cloroform.0.06g/ml)CD3		CD3t1	2.65
		CD3t2	3.74
		CD3t3	4.00
		CD3t4	4.24
T7 (Etanólico 0.01g/ml)ED1		ED1t1	2.65
		ED1t2	3.74
		ED1t3	4.00
		ED1t4	4.24
T8 (Etanólico 0.02g/ml)ED2		ED2t1	2.24
		ED2t2	4.00
		ED2t3	4.47
		ED2t4	4.47
T9 (Etanólico 0.06g/ml)ED3		ED3t1	4.47
		ED3t2	4.47
		ED3t3	4.47
		ED3t4	4.47
T10 (Testigo suefis.)T		Tt1	0.00
		Tt2	1.00
		Tt3	1.00
		Tt4	1.73